

# ANNALES DE PARASITOLOGIE

## HUMAINE ET COMPARÉE

---

TOME XXXIII

1958

N° 3

---

### MÉMOIRES ORIGINAUX

---

#### COMPORTEMENT SPÉCIFIQUE DE DIFFÉRENTES ESPÈCES DE *BORRELIA* AU COURS DE L'INFECTION MIXTE AVEC *TRYPANOSOMA BRUCEI* SON UTILISATION COMME TEST D'IDENTIFICATION DES SPIROCHÈTES RÉCURRENTS

Par **Henri GALLIARD**, **Jacques LAPIERRE** et **Jean-Jacques ROUSSET**

Différents auteurs, Nissle, Schein, Thomas, Breinl, Massaglia, Rodet et Vallet, avaient constaté l'action générale ou locale de certaines bactéries sur les infections à Trypanosomes, mais aucune étude méthodique n'avait été faite.

En 1907, Trautmann fait une étude détaillée de l'action qu'exerce *Spirochæta duttoni* sur des Trypanosomes divers dans le sang des souris infectées de Nagana, de Surra, de Dourine ou de *Trypanosoma gambiense*. C'est surtout l'évolution particulièrement régulière de l'infection à *Trypanosoma brucei* chez la souris qui lui permit de constater nettement l'action antagoniste exercée par *Spirochæta duttoni*.

Le protocole expérimental employé par Trautmann est très complet et comprend sept modes de réalisations différents de l'infection mixte : inoculation simultanée des Trypanosomes et de Spirochètes dans le péritoine, ou bien successive sous la peau et dans le péritoine, ou encore dans le péritoine et sous la peau.

Les meilleurs résultats sont obtenus en inoculant les Trypanosomes sous la peau et les Spirochètes le lendemain dans le péritoine.

Alors que l'infection à *Spirochètes duttoni* est toujours mortelle pour la souris dans des délais de quatre à six jours, Trautmann obtient des survies de 33 à 36 jours au cours desquelles il constate une infection à *Spirochètes* irrégulière et peu intense, mais prolongée, et ayant déterminé une troisième récurrence, ce qu'il n'avait jamais observé au cours des infections pures à *Spirochètes*. Trautmann montre également que les réinoculations de *Spirochètes* les 8<sup>e</sup>, 9<sup>e</sup> et 14<sup>e</sup> jours de l'infection mixte ne modifient pas l'évolution de l'infection.

En inoculant les *Spirochètes* d'abord, puis les *Trypanosomes* ensuite (sous la peau ou dans le péritoine), un effet protecteur est constaté, mais ne se manifeste pas au-delà du 8<sup>e</sup> jour.

A la suite de ces travaux, F. Daels (1910), J. Gwelessiany (1927) ont expérimenté dans le même sens avec *Trypanosoma brucei* et *Spirochaeta duttoni*. Vinzent (1927), étudiant le pouvoir trypanocide de différents corps chimiques, note l'apparition spontanée d'un *Spirochète*, qui s'est avéré ultérieurement adaptable à l'homme dans le sang d'une souris infectée avec *Trypanosoma somaliense*.

Dans des expériences similaires, l'un de nous (H. Galliard, 1927-1928), ayant employé trois espèces de *Borrelia* (*B. duttoni*, *B. crociduræ*, *B. hispanica*), avait remarqué une différence d'action contre *Trypanosoma brucei*, et notamment que *S. crociduræ* permettait d'obtenir une survie beaucoup plus longue.

Tous ces auteurs confirment l'évolution chronique de l'infection mixte et sont d'accord pour admettre que la modification de l'évolution de la maladie est le fait des *Spirochètes*, sans que toutefois l'on puisse établir s'ils agissent directement ou indirectement sur les *Trypanosomes*. Les expériences de Vaisman (1948) n'ont pas résolu le problème et nous en sommes toujours au stade des hypothèses.

Par ailleurs, s'il est reconnu par tous que les délais de survie sont variables suivant les techniques d'inoculation des parasites, l'opinion diffère en ce qui concerne la priorité à accorder à l'un des deux parasites. Trautmann, comme nous l'avons vu, constate que la survie est plus longue chez la souris quand le *Trypanosome* est d'abord inoculé sous la peau, puis les *Spirochètes* dans le péritoine le lendemain. Daels, Vinzent et Galliard préfèrent injecter *Trypanosoma brucei* au milieu ou à la fin de l'infection spirochétienne.

\*  
\*\*

Nous avons entrepris des recherches sur l'infection mixte dans le but de savoir si le degré du pouvoir protecteur de différentes

espèces de *Borrelia* vis-à-vis de *Trypanosoma brucei* pouvait constituer un test et fournir un caractère d'identification et de classification capable de s'ajouter à ceux déjà proposés.

**Matériel et méthodes.** — Dans nos expériences, nous avons étudié le comportement de sept souches de *Borrelia* (une souche de *B. duttoni*, trois souches de *B. microti*, une souche de *B. turicatae*, une souche de *B. hispanica*, une souche de *B. persica*) vis-à-vis du *Trypanosoma brucei* (souche Institut Pasteur-Mesnil, Roubaud).

Comme il s'agissait d'établir un test pouvant éventuellement s'ajouter aux autres caractères de classification des *Borrelia*, nous nous sommes astreints à un protocole expérimental rigoureux, surtout en ce qui concerne l'inoculation des Trypanosomes, qu'il nous semble préférable de pratiquer après celle des *Borrelia* afin d'obtenir une survie plus longue.

Les souches de *Borrelia* furent fixées par trois ou quatre passages successifs de souris à souris. Nous devons cependant signaler que les animaux infectés directement par piqûres d'*Ornithodores* (hors expérience) se comportèrent comme ceux entrant dans le cadre étroit de nos expériences.

Les souris furent inoculées par voie intrapéritonéale, avec une goutte de sang prélevée chez une souris à l'acmé de l'infection à *Borrelia* et diluée dans 0,5 cc. d'eau physiologique.

Les Trypanosomes inoculés par la même voie, et avec un taux de dilution semblable, provenaient d'une souris en début d'infection, dont la parasitémie était de 1 à 4 trypanosomes par champ microscopique (microscope Stiasnie 6 × 6). On sait que *Trypanosoma brucei*, inoculé dans ces conditions chez la souris, détermine une infection mortelle en quatre à cinq jours.

Cette inoculation a été réalisée suivant deux techniques : soit à l'acmé de l'infection à *Borrelia* (du 2<sup>e</sup> au 6<sup>e</sup> jour, selon l'espèce de *Borrelia* considérée), soit à date fixe, le 4<sup>e</sup> jour.

#### INFECTION MIXTE A *Borrelia duttoni* - *Trypanosoma brucei*

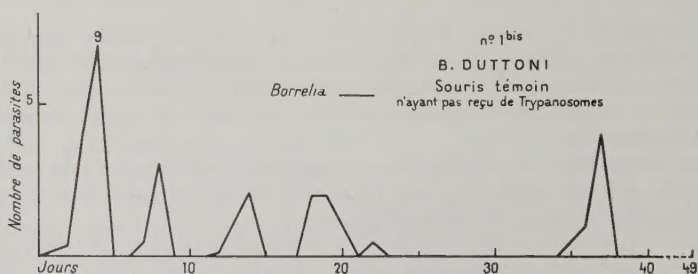
Nous avons employé une souche de *Borrelia* isolée d'un lot d'*Ornithodoros moubata* récoltés au Congo Belge par le Professeur Schwetz, à Kasenyi, près de Bunia (Lac Albert) et envoyés à l'Institut Pasteur de Paris.

L'expérience a porté sur un lot de treize souris : onze souris à infection mixte et deux témoins. Huit souris ont été examinées régulièrement et les résultats obtenus sont intégralement relatés dans le tableau I. Cinq souris ont été suivies d'une façon moins précise, mais leur comportement a confirmé en tous points nos observations antérieures.



La borréliose conférée aux souris a déterminé une infection sanguine évoluant naturellement pendant 36 jours (souris témoin) et même 44 jours chez une souris à virus mixte (souris N° 3). Quatre à cinq récurrences ont été généralement notées, irrégulières dans le temps et quant au degré de parasitémie. Dans certains cas, un taux de parasitisme important, voire même maximum, a été atteint lors de l'ultime récurrence survenant après une phase d'infection sanguine inapparente, beaucoup plus longue que les précédentes (10 à 15 jours : souris N° 3 et 1 bis).

Les Trypanosomes ont été inoculés aux souris le quatrième jour de la borréliose, ce qui correspondait sensiblement à l'acmé de la primo-infection (2 à 12 *Borrelia* par champ microscopique).

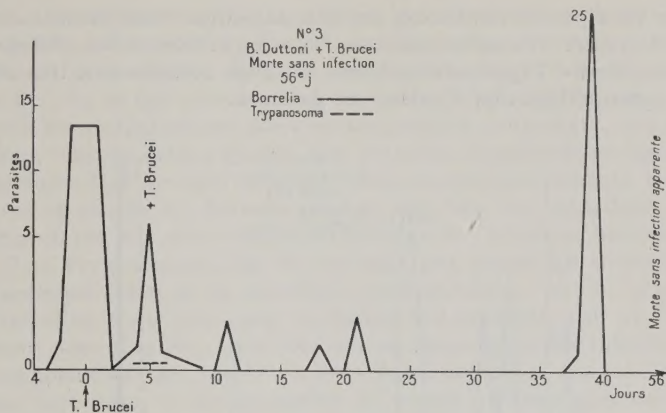


COURBE 1. — Infection témoin à *B. duttoni* chez la souris

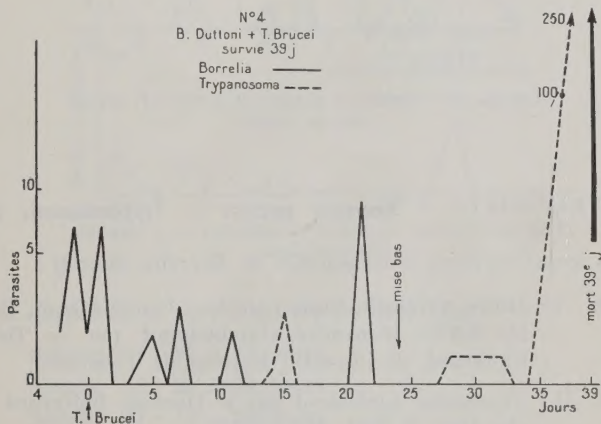
La durée de la survie a varié de 18 à 56 jours. Une souris a pu être considérée comme guérie de l'infection mixte. Elle est morte 16 jours après la dernière apparition de parasites dans son sang dans un état de cachexie avancée (56<sup>e</sup> jour). Des phénomènes semblables de guérison avaient déjà été observés avec *Borrelia duttoni* lors d'expériences antérieures.

Les taux initiaux de la borréliose, ainsi que ceux notés au cours des différentes récurrences, ne semblent pas avoir influé sur la durée de survie des animaux, c'est-à-dire sur le pouvoir de protection conférée par les *Borrelia* contre les *Trypanosoma brucei* (exemples : souris N° 1, 4 et 5).

Au cours de l'infection mixte ainsi réalisée, les Trypanosomes sont apparus quatre à cinq fois et leur nombre a rarement dépassé dix à vingt par champ microscopique avant la pullulation finale qui entraîne habituellement le décès. D'une façon générale, la réapparition des *Borrelia* à chaque récurrence éliminait les Trypanosomes ; la disparition de ces derniers, observée en l'absence de *Bor-*



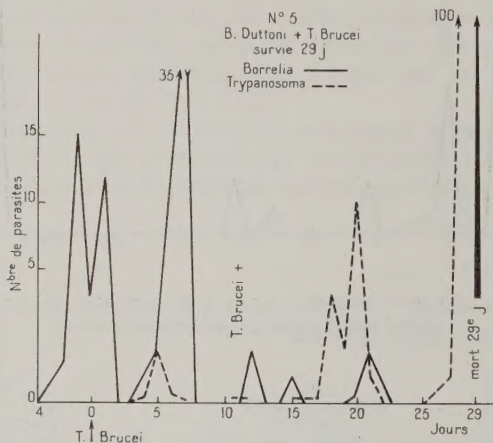
COURBE 2. — Infection mixte à *B. duttoni*-*T. brucei* :  
souris ayant guéri de sa trypanosomiase



COURBE 3. — Infection mixte à *B. duttoni*-*T. brucei* chez la  
souris : remarquer la disparition des Trypanosomes au  
33<sup>e</sup> jour (cf. texte).

*relia*, peut à notre avis être interprétée comme une récurrence de  
trop faible intensité pour être décelable (cas de la souris N° 4 au  
37<sup>e</sup> jour). Cependant, dans de rares cas, les Trypanosomes se sont  
multipliés malgré la présence des Spirochètes, et la coexistence des  
deux parasites a pu être constatée jusqu'à la mort (souris N° 7).

De l'analyse de l'évolution de cette infection mixte chez la souris, il ressort très nettement que *Borrelia duttoni* a un effet protecteur contre *Trypanosoma brucei* et, dans certains cas, très efficace puisqu'il permet d'obtenir la guérison.



COURBE 4. — Infection mixte à *B. duttoni*-*T. brucei* chez la souris

### INFECTION MIXTE A *Borrelia microti* - *Trypanosoma brucei*

Nous avons employé trois souches de *Borrelia microti* :

SOUCHE I : Isolée d'*Ornithodoros erraticus* (souche Iran, E 1848, Mo XXVI, transmise aimablement par le Docteur Baltazard, de l'Institut Pasteur de Téhéran).

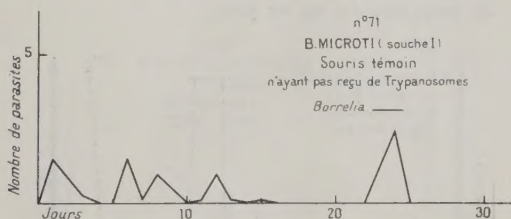
SOUCHE II : Transmise également par le Docteur Baltazard (souche Iran, E 1823, Mo XXIV).

SOUCHE III : Remise par le Docteur Colas-Belcour (de l'Institut Pasteur de Paris). Isolée en 1951 à partir d'un cerveau de hamster capturé à Hessarek et envoyé par l'Institut Pasteur de Téhéran.

L'expérience a porté sur dix-sept souris réparties en trois lots respectifs de sept, six et quatre souris, comportant des animaux témoins n'ayant pas reçu de Trypanosomes (voir tableaux).

La borréliose conférée aux souris par l'inoculation de ces trois souches a déterminé une infection sanguine ayant évolué naturellement pendant 19 à 30 jours chez les témoins (N<sup>os</sup> 15 bis, 71, 75 et 84). En ce qui concerne les récurrences à Spirochètes, aussi bien chez les souris témoins que chez les souris à virus mixte, leur nombre a varié de deux à quatre, plus ou moins régulièrement espacées, de durée et d'intensité variables. Nous n'avons pas constaté, comme avec la souche de *Borrelia duttoni*, des taux de parasitisme très importants lors des récurrences ultimes de l'infection borrélienne.

Les Trypanosomes ont été inoculés aux souris les troisième et quatrième jours de la borréliose correspondants, soit à l'acmé de l'infection à *Borrelia* pour la plupart des animaux, soit au lendemain pour d'autres, mais toujours en phase de primo-infection (le comportement des souris vis-à-vis de la borréliose donnant lieu à des variations, il est impossible de prévoir, d'une façon certaine, la date de l'acmé de l'infection et d'inoculer les Trypanosomes à ce moment précis).



COURBE 5. — Infection témoin à *B. microti* (souche I) chez la souris

Les durées de la survie ont été les suivantes :

Souche I : 25 à 33 jours.

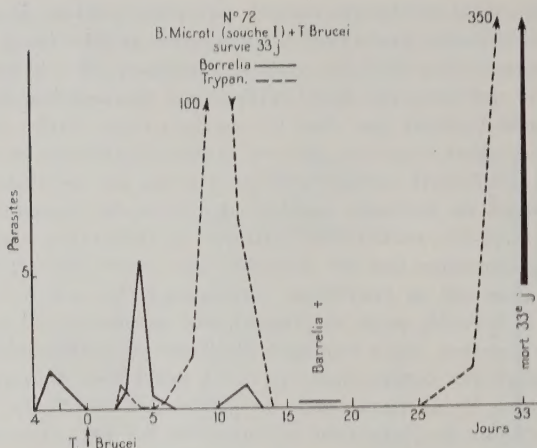
Souche II : 21 à 30 jours.

Souche III : 14 à 23 jours.

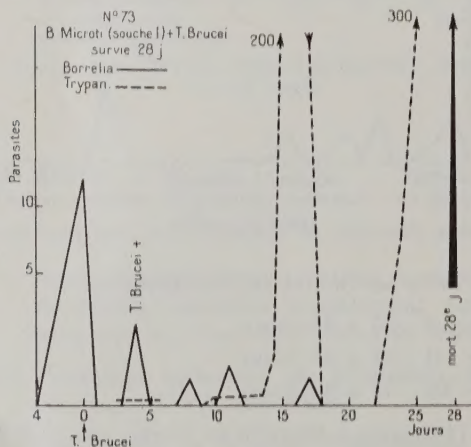
Le taux de l'infection à *Borrelia* ne semble pas régir l'importance de l'effet protecteur, ainsi que le démontrent, par exemple, les souris N<sup>os</sup> 85 et 88 particulièrement caractéristiques à ce sujet ; la première a présenté une primo-infection borrélienne beaucoup plus importante que la seconde (25 contre 45 Spirochètes par champ microscopique), et leur survie a été respectivement de 29 et 21 jours.

Au cours de l'infection mixte, les Trypanosomes se sont manifestés de trois à cinq fois selon les cas et le taux de parasitémie a





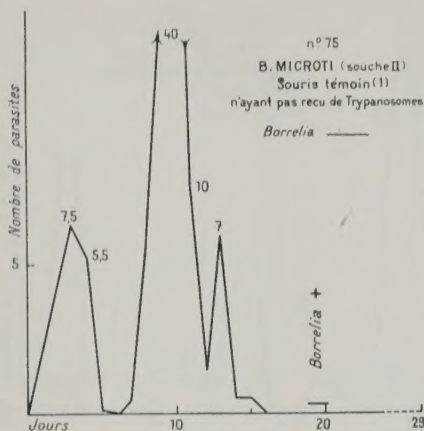
COURBE 6. — Infection mixte à *B. microti* (souche I)-*T. brucei* chez la souris : remarquer le taux élevé de Trypanosomes du 10<sup>e</sup> jour.



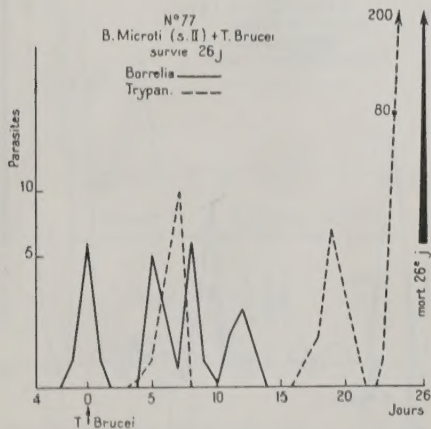
COURBE 7. — Infection mixte à *B. microti* (souche I)-*T. brucei* chez la souris : remarquer le taux élevé de Trypanosomes du 16<sup>e</sup> jour.

été variable ; faible le plus souvent (10 par champ microscopique), il dépassera cependant dans trois cas 45 Trypanosomes par champ (souris N° 72, 73 et 86). Il n'y a presque jamais eu de synchro-



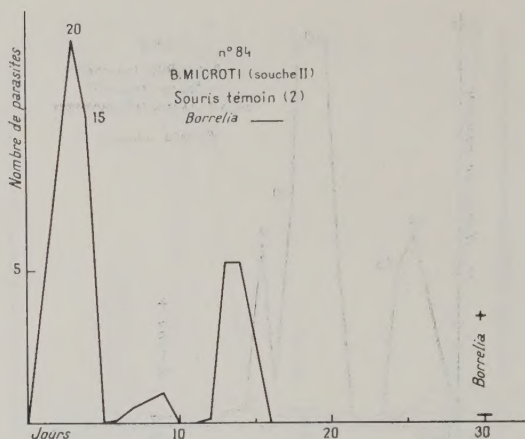


COURBE 8. — Infection témoin à *B. microti*  
 (souche II) chez la souris

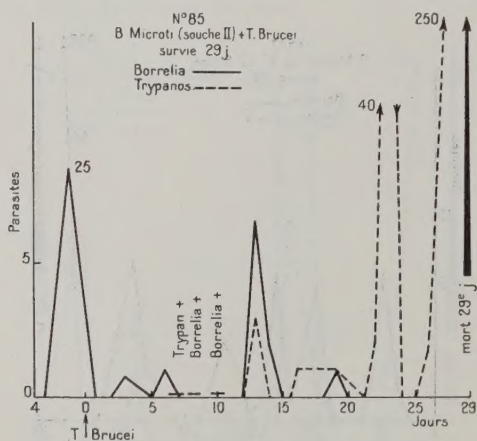


COURBE 9. — Infection mixte à *B. microti*  
 (souche II)-*T. brucei* chez la souris

nisme entre l'apparition des Spirochètes et celle des Trypanosomes : la présence des *Borrelia* semble provoquer la disparition des Trypanosomes ; au cours de la phase terminale de pullulation des Trypanosomes, les Spirochètes n'ont jamais été mis en évidence.

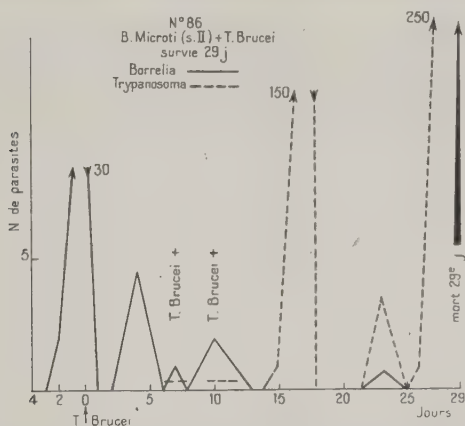


COURBE 10. — Infection témoin à *B. microti* (souche II) chez la souris

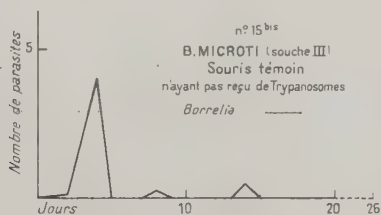


COURBE 11. — Infection mixte à *B. microti* (souche II)-*T. brucei* chez la souris ; remarquer la disparition des Trypanosomes au 24<sup>e</sup> jour (cf. texte).

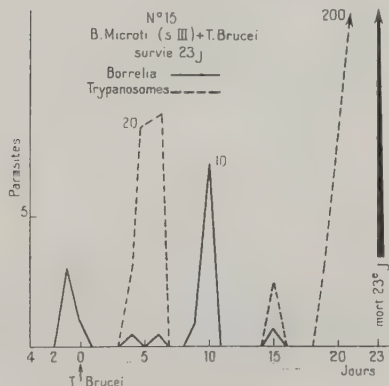
De l'étude de cette infection mixte à *Borrelia microti-Trypanosoma-brucei*, réalisée avec trois souches différentes de *Borrelia microti*, il apparaît nettement que les Spirochètes protègent la souris contre le nagana (*Trypanosoma brucei*).



COURBE 12. — Infection mixte à *B. microti* (souche II)-*T. brucei* chez la souris : remarquer la disparition des Trypanosomes au 18<sup>e</sup> jour.

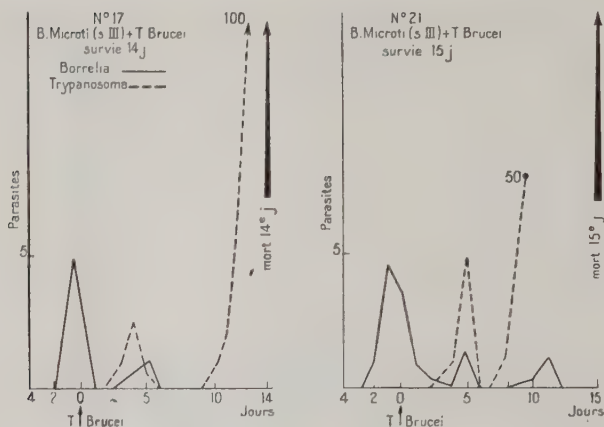


COURBE 13. — Infection témoin à *B. microti* (souche III) chez la souris



COURBE 14. — Infection mixte à *B. microti* (souche III)-*T. brucei* chez la souris.





COURBES 15. — Infections mixtes à *B. microti* (souche III)-*T. brucei* : chez la souris n° 21, la courbe inachevée aurait dû montrer un palier au 11<sup>e</sup> jour.

### INFECTION MIXTE A *Borrelia persica* - *Trypanosoma brucei*

La souche de *Borrelia* utilisée nous a été confiée par le Docteur Baltazard (souche Iran, P. 199, PO V).

L'expérience a porté sur un total de 13 souris ; 2 témoins et 11 souris ayant reçu en outre des Trypanosomes pour réaliser le virus mixte.

L'intensité de la borréliose, aussi bien chez les témoins que chez les souris d'expérience, n'a jamais été très élevée (un Spirochète pour 20 champs à deux Spirochètes par champ). Chez les témoins, l'infection à Spirochètes a évolué de 12 à 17 jours avec, respectivement, une à deux faibles récurrences (souris N° 125 et 109).

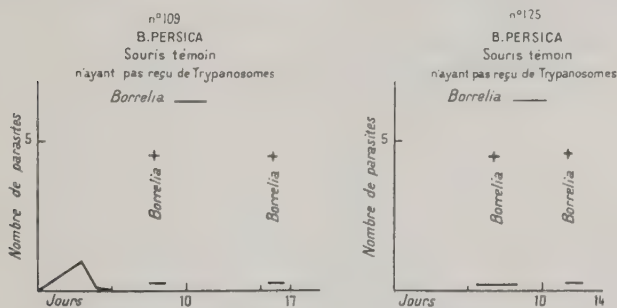
En ce qui concerne l'inoculation des Trypanosomes, les souris ont été réparties en trois lots :

- 1<sup>er</sup> lot (N° 100, 101, 102).
- 2<sup>e</sup> lot (N° 126, 127, 128, 129).
- 3<sup>e</sup> lot (N° 105, 106, 107, 108).

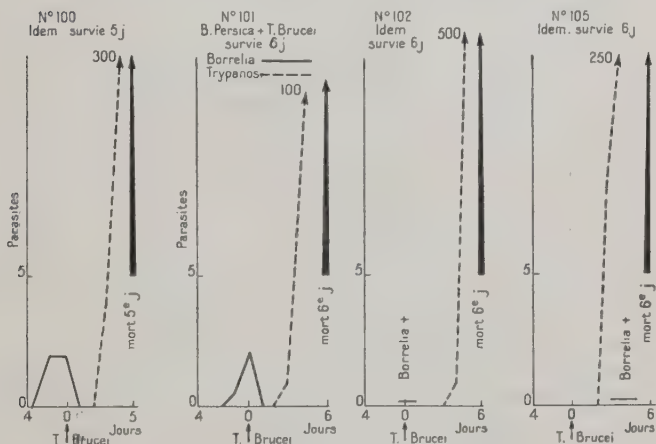
Les souris des lots I et III ont reçu les Trypanosomes respectivement le 3<sup>e</sup> et 6<sup>e</sup> jour de la borréliose correspondant à l'acmé de l'infection. L'apparition plus tardive des Spirochètes dans le lot III est vraisemblablement due au fait que la souris donneuse était

moins infectée (1 Spirochète pour 10 champs au lieu de 3 Spirochètes par champ dans le cas du 1<sup>er</sup> lot).

Les souris du lot II ont été inoculées le 4<sup>e</sup> jour de la borréliose (lendemain de l'acmé de l'infection). Dans ce lot, nous n'avons pas pu mettre en évidence de Spirochètes chez les souris N<sup>os</sup> 103, 104



COURBES 16. — Infections témoins à *B. persica* chez la souris



COURBES 17. — Infections mixtes à *B. persica*-*T. brucei* chez la souris

et 106. Mais, étant donné que le broyat de cerveau de la souris N° 106 a provoqué une infection mixte chez une autre souris, nous avons conclu à une borréliose inapparente chez la souris N° 106 et nous pensons par analogie que les souris N<sup>os</sup> 103 et 104 se sont comportées de la même façon ; cependant, dans le doute, nous

n'avons pas tenu compte de ces deux souris (N<sup>os</sup> 103 et 104) dans notre tableau. Signalons néanmoins qu'elles sont mortes dans les mêmes délais que leurs congénères.

Dès l'apparition des Trypanosomes dans le sang, survenue le lendemain ou le surlendemain de l'inoculation, le taux des parasites a progressé constamment et d'une façon rapide, exactement dans les mêmes conditions que dans l'infection pure à *Trypanosoma brucei* chez la souris.

Il n'y a donc eu aucun effet protecteur.

\*  
\*\*

### INFECTION MIXTE A *Borrelia hispanica* - *Trypanosoma brucei*

Nous avons employé une souche de *Borrelia* provenant de l'Institut de Paris (Docteur Colas-Belcour). L'expérience a porté sur un lot de 7 souris (N<sup>os</sup> 8 à 14), comprenant un témoin à infection sanguine faible (1 Spirochète pour 3 champs à 1 Spirochète par champ lors de la primo-infection, et moins importante lors des récurrences). Ces récurrences, au nombre de deux chez la souris témoin (N<sup>o</sup> 8 bis), dont la durée de l'infection sanguine a été de 14 jours, n'ont pu se manifester qu'une fois ou pas, chez les souris ayant reçu des Trypanosomes, tant la durée de la survie a été brève.

Les Trypanosomes ont été inoculés le 4<sup>e</sup> jour de la borréliose, correspondant à l'acmé de l'infection pour 5 souris sur 6 et au lendemain de l'acmé pour la sixième.

Les Trypanosomes sont apparus dès le lendemain de l'inoculation dans trois cas et le 3<sup>e</sup> jour pour les trois autres cas. Leur nombre a alors sans cesse progressé jusqu'à la mort, survenue entre le 6<sup>e</sup> et le 10<sup>e</sup> jour après l'inoculation et malgré l'amorce d'une récurrence à Spirochètes dans trois cas (N<sup>os</sup> 8, 9, 14).

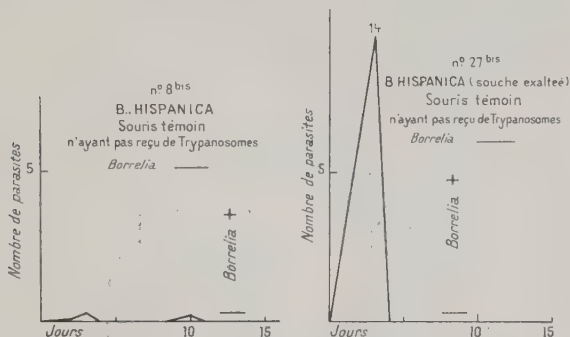
La souche de *Borrelia hispanica* n'a donc manifestement exercé aucun effet protecteur sur l'infection à *Trypanosoma brucei* chez la souris. Nous avons pensé que l'absence de protection était peut-être due à la faible borréliose. Pour nous assurer que ce pouvoir protecteur était bien un caractère spécifique et que la survie longue ou courte n'était pas fonction de l'intensité de la borréliose, nous avons exalté considérablement la souche de *Borrelia hispanica* par passages rapides.

Un deuxième lot de 6 souris (N<sup>os</sup> 27 à 31), dont un témoin, a été inoculé à partir de cette souche exaltée et les souris ont alors présenté de 9 à 60 *Borrelia* par champ lors de la primo-infection. Quant

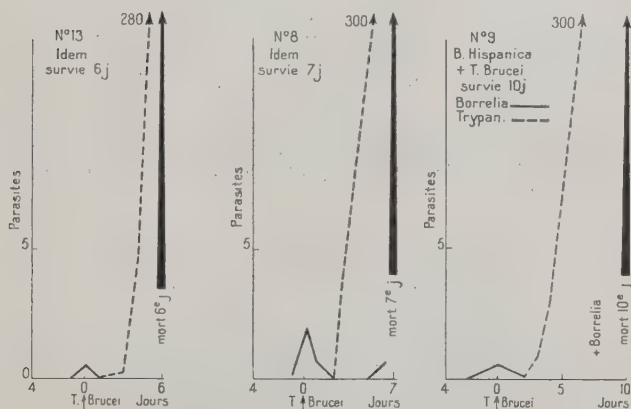


aux récurrences, tant chez le témoin que chez les souris ayant reçu des Trypanosomes, elles ont toujours été faibles.

Les Trypanosomes inoculés le 4<sup>e</sup> jour de la borréliose (acmé de l'infection correspondant au 3<sup>e</sup> jour) sont apparus le 2<sup>e</sup> jour dans



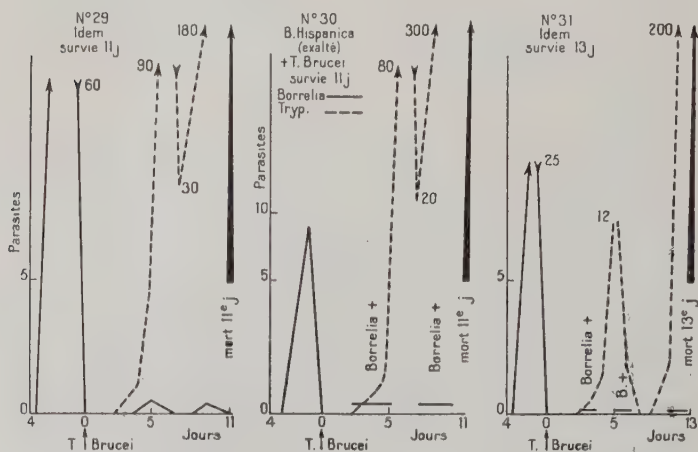
COURBES 18. — Infections témoins à *B. hispanica* chez la souris avant et après exaltation de la souche



COURBES 19. — Infections mixtes à *B. hispanica*-*T. brucei* chez la souris

un cas (N° 31) et le 3<sup>e</sup> jour chez les autres souris. Sauf dans le cas de la souris N° 31, la présence des Trypanosomes dans le sang a été constamment vérifiée, malgré les récurrences à Spirochètes, et les souris sont mortes dans des délais variant entre 9 et 13 jours.

L'exaltation de la souche à *Borrelia hispanica* n'a donc entraîné qu'une légère prolongation de la survie, ce qui semble prouver que le pouvoir protecteur des Spirochètes est plutôt d'ordre qualitatif que quantitatif. Il est intéressant de rapprocher ces résultats de ceux obtenus par l'un d'entre nous (H. Galliard, 1927), qui, dans une expérience antérieure, avait employé une souche de *Borrelia hispanica* conservée sur *O. maroccanus*.



COURBES 20. — Infections mixtes à *B. hispanica* (souche exaltée)-*T. brucei* chez la souris : remarquer les régressions passagères du taux des Trypanosomes.

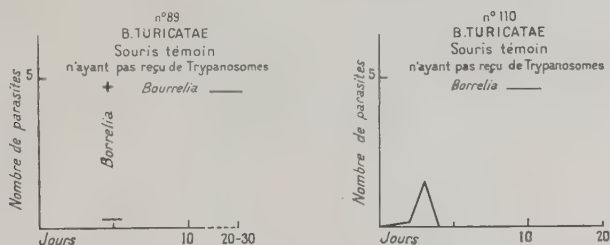
### INFECTION MIXTE A *Borrelia turicatae* - *Trypanosoma brucei*

La souche de *Borrelia turicatae* qui nous a servi à réaliser notre expérience provenait d'un lot d'*Ornithodoros turicata*, confié par le Docteur Baltazard (souche USA T 101 T 011).

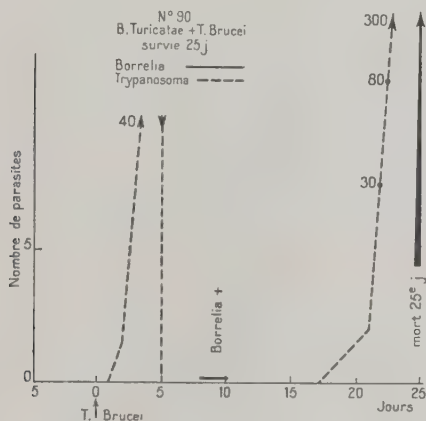
L'expérience a porté sur un lot de quinze souris réparties en deux lots de dix et cinq souris comprenant chacun un témoin.

Chez les témoins (N°s 89 et 110), les mêmes que chez les souris d'expérience, l'infection à *Borrelia* a été faible (sauf chez les souris N°s 112 et 113) et n'a pas présenté de récurrences dans la plupart des cas. Seules, les souris N°s 111, 117 et 118 ont eu une récurrence brève et légère, respectivement les sixième, neuvième et dixième jours.

Les Trypanosomes ont été inoculés le troisième jour, à l'acmé de la borreliose pour le premier lot, et à date fixe le cinquième jour, sans Spirochètes visibles dans le sang, pour le deuxième lot, sans que la durée des survies en ait été modifiée.



COURBES 21. — Infections témoins à *B. turicatae* chez la souris

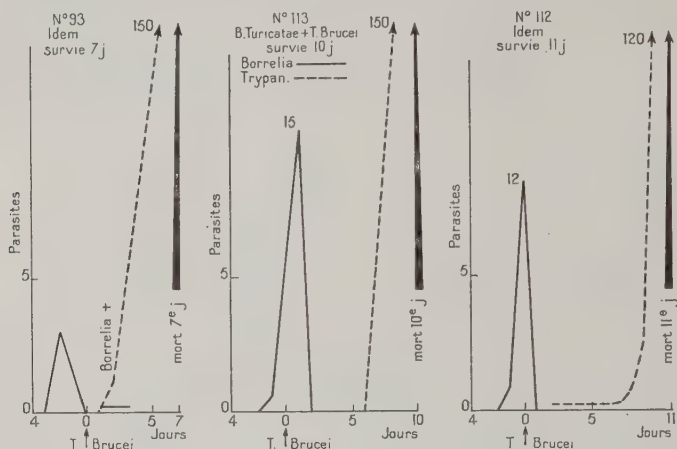


COURBE 22. — Infection mixte à *B. turicatae*-*T. brucei* chez la souris : remarquer le faible taux de borreliose et l'efficacité de la protection contre *T. brucei*.

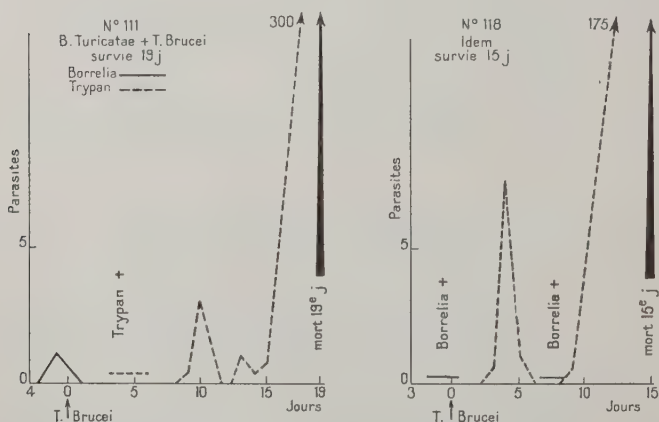
Selon les cas, le comportement a été très différent quant aux durées de survie, au mode d'évolution de la trypanosomiase et à l'influence des récurrences à *Borrelia* sur celle-ci. C'est ainsi que certaines souris (N° 114, 115, 91, 92 et 93) sont mortes dans des délais brefs, la trypanosomiase s'étant développée rapidement et sans rémission, comme dans nos expériences avec les *Borrelia* per-



*sica* ou *hispanica* ; d'autres (N°s 113 et 119) ont présenté de même une multiplication sans cesse croissante et fatale des Trypanosomes, malgré la sortie plus tardive de ceux-ci ; d'autres, au



COURBES 23. — Infections mixtes à *B. turicatae*-*T. brucei* chez la souris



COURBES 24. — Infections mixtes à *B. turicatae*-*T. brucei* chez la souris

contraire, ont longtemps survécu avant la phase de prolifération terminale, tantôt avec une constante mais faible trypanosémie (N°s 111, 112 et 116), tantôt avec de véritables « récurrences » à

Trypanosomes, semblables à celles observées dans l'infection mixte à *Borrelia duttoni* (souris N° 118 et en particulier N° 90).

L'importance de la spirochétose ne conditionne pas la durée de la survie puisque les souris N°s 112 et 113, dont la borréliose a été importante lors de la primo-infection (12 et 16 Spirochètes par champ), sont mortes dans des délais beaucoup plus brefs (dixième et onzième jour après l'inoculation des Trypanosomes) que la souris N° 90, décédée le vingt-cinquième jour après une faible infection à *Borrelia*. L'effet protecteur n'est donc pas d'ordre quantitatif comme le comportement de souris dans des infections mixtes avec d'autres *Borrelia* nous a déjà permis de le souligner.

### CONCLUSIONS ET DISCUSSION

Nos expériences avaient pour but de rechercher un nouveau caractère de différenciation pour les *Borrelia* transmises par les tiques. Faire l'historique de la question n'est pas chose simple et tel n'est pas notre projet. On a montré tout d'abord qu'il n'y avait pas une barrière infranchissable entre les Spirochètes récurrents à poux et à tiques, que le pou était parfois susceptible de conserver et de transmettre les *Borrelia* habituellement transmises par les tiques (Nicolle et Anderson ; Heisch et Garnham ; Baltazard et coll. ; Mathis, Boiron). A ce titre, *B. hispanica* avait été considéré par Ch. Nicolle comme l'intermédiaire possible entre les deux groupes.

Pour les borrélioses à tiques, toutes les classifications qui furent tentées ont dû être modifiées chaque fois qu'une souche nouvelle était trouvée. Dès la découverte des Spirochètes récurrents chez l'homme, les chercheurs avaient eu déjà l'attention attirée par la multiplicité des souches régionales à propriétés antigéniques particulières. Puis, la découverte des Spirochètes chez de multiples Rongeurs rendit nécessaire un regroupement. Baltazard et ses coll., de 1947 à 1954, se sont attachés à cette identification. Nous ne pouvons citer en détail tous les travaux qui ont été faits à ce propos (A. Léger, M. Léger, Mathis, Durieux, Boiron, G. Glanc, Davis et Hoogstraal, Geigy et Burgdorfer, Heisch, A.-G. Chabaud, Colas-Becour et coll.).

Actuellement, on admet trois groupes : *hispanica-persica*, *crociduræ* et *duttoni*. En utilisant le cobaye, Baltazard, Bahmanyar et Chamsa (1954) ont montré comment on pouvait les différencier. Blanc et ses coll. étaient arrivés à des conclusions semblables en se

basant sur l'action des Spirochètes introduits dans la chambre antérieure de l'œil du lapin (1949) d'une part, et leur longévité dans la cavité générale de *Cimex* d'autre part (1953).

Le tableau A donne les résultats obtenus avec les huit souches de *Borrelia* étudiées :

TABLEAU A

INFECTION MIXTE <i>BORRELIA</i> + <i>TRYPANOSOMA BRUCEI</i>								
Jours de survie des souris								
NUMÉRO D'ORDRE	DUT- TONI	MICROTI			HISPANICA		PER- SICA	TURI- CATÆ
		Souche I	S. II	S. III	Normal	Exalté		
1 .....	18	25	21	14	6	9	5	7
2 .....	20	28	22	14	7	9	5	7
3 .....	21	33	26	15	7	11	5	8
4 .....	22		29	22	7	11	6	9
5 .....	22		30	23	8	13	6	9
6 .....	23				10		6	10
7 .....	24						7	11
8 .....	27						7	11
9 .....	29						7	13
10 .....	39						7	14
11 .....	56						7	15
12 .....	Guérison							19
13 .....								25

On voit que les *Borrelia* se séparent nettement en trois groupes :

- 1° Groupe *duttoni-microti* : longue survie et parfois même guérison définitive.
- 2° Groupe *hispanica-persica* : aucune protection contre *Trypanosoma brucei*.
- 3° Groupe *turicatae*, dont l'effet protecteur est essentiellement variable et qui forme de ce fait un groupe à part. Il est donc particulièrement intéressant et utile pour l'étude du mécanisme de l'infection.

L'absence d'effet protecteur observé avec *B. hispanica* n'est pas fonction de l'intensité de la borréliose, mais bien un caractère spécifique. En effet, après exaltation de la souche par passages rapides (20 *Borrelia* par champ microscopique au lieu d'un dans l'expé-



rience initiale), il n'y a pas eu de modification appréciable, la survie n'ayant été que légèrement augmentée (9 à 13 jours au lieu de 6 à 10 jours).

Il y a deux ans, lors d'expériences similaires d'infection mixte réalisées avec *Borrelia merionesi* (Institut Pasteur, Casablanca, isolée à Goulimine, Maroc), nous avons obtenu, sur un lot de cinq souris, des survies variant de 17 à 43 jours et une guérison, ce qui nous permet de rattacher dans le cadre de notre expérimentation *B. merionesi* au groupe *duttoni-microti*.



COURBE 25. — Courbe récapitulative des infections mixtes à *Borrelia-Trypanosoma brucei* chez la souris montrant l'efficacité de la protection conférée par *B. duttoni* et *B. microti*, l'inefficacité de *B. persica* et *B. hispanica* et l'action variable de *B. turicatae*. (En abscisse : durée de survie ; en ordonnée : numéros d'ordre des souris classées, pour chaque souche, selon la durée de leur infection).

Si nous utilisons le calcul statistique applicable aux petits échantillons (Student-Fisher), nous constatons entre les moyennes de temps de survie des différences non significatives entre les souches de *Borrelia duttoni* et *B. microti*, entre les souches de *B. hispanica* et *B. persica*, et des différences très significatives entre ces deux groupes de souches. Comme nous l'avons déjà souligné, la souche de *B. turicatae* a un comportement assez atypique ; si la différence avec le groupe *B. duttoni* et *B. microti* est très significative, par contre la différence avec *B. hispanica* n'est significative qu'à la limite de l'interprétation.

En somme, cette division des *Borrelia* telle qu'elle résulte de nos expériences correspond à la division actuellement admise, établie d'après leurs caractères de pathogénicité pour les animaux de laboratoire, leur aptitude à être transmis par le pou, leur aptitude à survivre chez *Cimex*, et enfin selon les lésions oculaires qu'ils déterminent chez le lapin.

Ces caractères sont résumés dans le tableau B :

TABLEAU B

	<i>DUTTONI-MICROTI</i>		<i>HISPANICA-PERSICA</i>	<i>TURICATÆ</i>
Rat .....	+	+	0 0	+
Cobaye, lapin adultes .....	0	inapp.	++ ++	±
Œil lapin .....	Kératite simple. <i>Borrelia</i> dans cornée: 0		Kératite interst. typ. Iridocyclite. <i>Borrelia</i> dans cornée: ++	comme <i>duttoni</i>
Conservation chez <i>Cimex</i> .....	207 jours		0 0	+
Transmission par poux .....	Possible	++	0 0	+
Protection de la souris contre <i>Trypanosoma brucei</i> ..	+++	++	0 0	±

## RÉSUMÉ

1° Les auteurs rappellent les recherches, faites depuis 1907, démontrant que les Spirochètes récurrents exercent chez la souris une action atténuante sur *Trypanosoma brucei* qui tue normalement l'animal en quatre à six jours. Cette infection mixte peut être de longue durée et se terminer par la guérison définitive.

Infection mixte *Borrelia duttoni*-*Trypanosoma brucei*[illegible]

TABLEAU 2

(souche I)-Trypanosoma brucei.  
Infection mixte Borrelia microti

SOURIS N°	71			72			73			74		
JOURS ↓	BORRELIA MICROTI	TEMOIN PAS DE TRYPANOSOME		BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI		BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI		BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI	
1	1,5			15			1			3		
3	0,2			—	↓		12	↓		25	↓	
4	—			—	—		—	—		—	—	
5	—			—	—		—	—		0,05	—	
6	1,5			1,5	0,1		0,2	0,05		5,5	—	
7	0,15			12	0,1		3	0,5		0,05	—	
8	1			0,3	0,1		—	0,05		—	—	
10	—			—	3		—	—		0,1	—	
11	0,05			—	7		0,2	—		—	—	
12	1			0,1	50		—	—		0,3	—	
13	0,2			0,5	100		0,05	0,1		—	—	
14	0,1			1	100		2	1		—	0,1	
15	0,2			0,5	25		0,05	0,1		—	0,25	
18	—			—	—		—	90		—	—	
19	—			0,05	—		0,3	175		—	—	
20	—			0,05	—		1	100		—	—	
21	—			—	—		—	—		0,3	0,1	
22	—			—	—		—	—		—	0,05	
24	2,5			—	—		—	—		—	30	
25	—			—	—		—	—		—	35	
26	—			—	—		—	1		—	100	
27	—			—	—		—	8		—	275	
28	—			—	0,05		—	100				
29	—			—	0,05		—	350				
31	—			—	2							
32	—			—	3,5							
33	—			—	60							
34	—			—	225							
35	—			—	350							
36	—											

2° Les auteurs ont pensé que, les expériences ayant surtout porté sur *Borrelia duttoni*, le degré et la durée de protection de la souris pouvaient varier avec les différentes espèces de *Borrelia* et permettre de les différencier les unes des autres.

TABLEAU 3

## Infection mixte

Borrelia microti (souche II)-Trypanosoma brucei

SOURIS No →	75		77		84		85		86		87		88	
JOURS ↓	BORRELIA MICROTI	TEMOIN PAS DE TRYPANOSOME	BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA MICROTI	TEMOIN PAS DE TRYPANOSOME	BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI
3	7,5		6	↓	20		25		13		15		45	
4	5,5		0,5	—	15		0,05	↓	30	↓	12	↓	22	↓
5	0,05		—	—	—		0,15	—	—	—	0,05	—	0,1	—
6	—		—	0,05	0,05		0,05	—	0,1	—	4,5	0,05	3	—
7	0,5		0,25	0,1	0,5		0,5	—	2,5	—	6,5	0,1	3,5	—
8	6		5	1										
9					1		0,1	—	1	—	5	—	4	—
10	40		0,3	10	—		1	—	0,05	—	0,25	—	—	—
11	10		6	—	—		—	0,5	1	0,05	—	—	—	0,2
12	1,5		1	—	0,1		0,2	—	0,05	—	0,25	0,1	0,1	—
13	7		0,5	—	5,5		—	—	0,5	—	0,4	2	1	0,15
14	0,5		2	—	5,5		0,2	—	15	0,2	0,3	10	—	—
15	0,5		3	—										
16					—		—	0,15	0,4	0,1	—	—	—	—
17					—		8	2,5	0,2	—	—	—	—	—
18	—		—	—	—		2	—	—	—	0,1	0,1	—	—
19	0,05		—	0,15	—		—	—	—	0,7	5,5	0,05	—	—
20	0,1		—	0,25	—		—	0,05	—	10	—	—	—	0,2
21	—		—	2	—		—	1	—	45	—	—	—	0,7
22	—		—	6,5										
23					—		1	1	—	—	—	4	—	65
24	—		—	—	—		—	0,3	—	—	—	30	—	350
25	—		—	1	—		—	0,1	—	—	—	275		
26	—		—	20	—		—	1,5	0,1	0,3				
27	—		—	80	—		—	40	0,3	3,5				
28	—		—	200	—		—	—	—	0,2				
29	—													
30					0,15		—	2	—	6				
31					—		—	30	—	50				
32					—		—	250	—	250				
33					—									

3° Dans ce but, un protocole d'expérience très strict a été adopté. Il est apparu que la condition essentielle est d'inoculer *Trypanosoma brucei* après les *Borrelia* au cours et, si possible, au point culminant de la spirochétémie.



4° Les essais ont été faits sur sept souches différentes. Un *Spirochète* (*B. merionesi*) qui avait fait l'objet d'expériences antérieures a été ajouté à la liste.

TABLEAU 4

*Infection mixte*

*Borrelia microti* (souche III)-*Trypanosoma brucei*

SOURIS N°	15		17		19		20		21		15 bis.	
JOURS ↓	BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA MICROTI	TRYPANOSOMA BRUCEI
2	—		0,02		1		0,05		0,5		0,05	
3	3		45		7		6		45		2	
4	0,5	↓	15	↓	1	↓	0,15	↓	35	↓	4	
5	—	—	—	—	0,3	—	—	—	0,5	—	—	—
6	—	—	—	—	—	—	0,05	—	0,5	—	—	—
7	—	0,1	—	0,5	—	0,3	—	0,3	—	—	—	—
8	0,25	3	0,2	2,5	0,1	7	—	5	—	0,5	0,3	
9	—	18	0,5	0,2	1,5	5	1,5	4,5	1	5	—	
10	0,2	20	—	—	—	0,05	4,5	—	—	—	—	
11	—	—	—	—	—	0,5	—	—	0,05	—	—	
12	—	0,05	—	—	0,1	10	—	—	—	0,05	—	
14	12	—	—	0,1	—	100	0,1	—	0,2	50	0,5	
15	—	—	—	1	—	120	—	—	1	45	—	
16	—	—	—	8	—	100	—	—	—	45	—	
17	—	—	—	100	—	250	—	—	—	180	—	
18	—	0,05					—	0,15	—	250	—	
19	0,25	2					0,1	0,8			—	
21	—	—					—	—			—	
22	—	—					—	—			—	
23	—	25					—	1			—	
24	—	35					—	4			—	
25	—	200					—	100			—	
26								250			—	

5° On peut donc diviser les différentes espèces de *Borrelia* en trois groupes : A) *duttoni*, *microti*, *merionesi* confèrent une protection pouvant aller jusqu'à la guérison définitive dans le cas de *duttoni* et *merionesi* ; B) *hispanica* et *persica* sont dénués de tout pouvoir protecteur ; C) *turicata*, dont l'effet est essentiellement variable et échappe à toute classification.



TABLEAU 6

*Infection mixte*

*Borrelia hispanica* (souche exaltée)-  
*Trypanosoma brucei*

SOURIS N° →	27		28		29		30		31		27 bis.	
JOURS ↓	BORRELIA HISPANICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA HISPANICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA HISPANICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA HISPANICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA HISPANICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	TEMOIN BORRELIA HISPANICA	PAS DE TRYPANOSOME
3	20		20		60		9		25		14	
4	—	↓	—	↓	—	↓	—	↓	—	↓	—	
5	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
6	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0,05	—	
7	—	0,1	—	0,1	—	0,05	—	0,2	0,05	0,2	—	
8	—	4	0,1	1	0,1	1	0,1	1	—	1,5	0,1	
9	0,2	40	—	15	0,1	4	0,1	25	—	12	0,1	
10	0,2	150	0,2	75	—	90	—	80	0,05	2	—	
11	—	80	0,1	160	—	30	—	30	—	—	—	
12	—	250	—	200	0,1	35	0,1	60	—	0,2	—	
13					—	40	0,2	125	—	0,5	—	
14					—	200	—	125	—	10	—	
15							—	250	0,2	200	—	
17											—	

TABLEAU 7

*Infection mixte* *Borrelia persica*-*Trypanosoma brucei*

SOURIS N° →	100		101		102		105		106		107		108		109	
JOURS ↓	BORRELIA PERSICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA PERSICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA PERSICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA PERSICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA PERSICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA PERSICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA PERSICA	TRYPANOSOMA BRUCEI	TEMOIN BORRELIA PERSICA	PAS DE TRYPANOSOME
2	1,5		0,2													
3	1,5	↓	2	↓	0,1	↓	—		—		1,5		0,05		1	
4	—	—	—	—	—	0,05	—	↓	—	↓	—	↓	—	↓	0,05	
6	—	35	—	1	—	—	—	0,1	—	0,1	—	0,05	—	0,2	—	
7	—	60	—	10	—	1	—	10	—	12	—	5	—	20	—	
8	—	300	—	100	—	40	0,2	80	—	80	—	70	0,2	100	0,05	
9						500	—	250				350	—	300	—	
10															—	
16															0,1	

↓ Présence de *Borrelia* vérifiée par passage du  
broyat de cerveau à une souris qui présentait des *Borrelia*.

6° On pouvait penser cependant que l'intensité de la spirochètémie, variable avec chaque espèce de *Borrelia*, était la condition déterminante du pouvoir protecteur. Il n'en est rien, comme le démontrent les expériences avec *B. hispanica* nettement exalté par passages.

7° Le classement que nous proposons est vérifié par le calcul statistique appliqué aux petits échantillons : différences significa-

TABLEAU 8  
*Infection mixte*  
*Borrelia persica*-*Trypanosoma brucei*

SOURIS N°	125	126	127	128	129
JOURS ↓	TEMOIN BORRELIA PERSICA PAS DE TRYPANOSOME	BORRELIA PERSICA TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA PERSICA TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA PERSICA TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA PERSICA TRYPANOSOMA BRUCEI
1	—	—	—	—	—
2	—	—	—	—	—
4	—	—	—	—	—
5	—	—	—	—	—
6	0,05	0,1 ↓	0,05 ↓	0,05 ↓	0,05 ↓
7	0,05	0,05 0,05	0,05 —	0,2 —	0,05 —
8	0,05	0,05 0,05	0,05 0,05	— 0,05	0,05 0,2
9	—	— 1	— 0,05	— 0,5	— 1
11	—	— 100	— 80	— 70	— 100
12	0,05	— 200	— 200	— 120	— 200
13	—	—	— 450	— 300	—
14	—	—	—	—	—

tives entre le groupe *duttoni-microti* et *hispanica-persica*. Par contre, *turicata*, nettement différent du premier groupe, ne diffère d'*hispanica* qu'à la limite de l'interprétation.

8° Le classement des *Borrelia* tel qu'il résulte de nos expériences concorde avec celui qui est actuellement admis et qui est basé sur l'effet pathogène pour les animaux de laboratoire, l'aptitude à être transmis par le pou d'une part et à survivre chez *Cimex* d'autre part, et enfin les lésions oculaires qu'ils déterminent chez le lapin.

9° Ce test du rôle protecteur de la souris par une espèce de *Borrelia* contre l'infection de *Trypanosoma brucei* est facile à effectuer, moyennant certaines précautions, et peut servir à caractériser une espèce.

TABLEAU 9

*Infection mixte**Borrelia turicatae*-*Trypanosoma brucei*

SOURIS N°	89	90	91	92	93
JOURS ↓	BORRELIA TURICATAE PAS DE TRYPANOSOMA	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI
3	—	—	—	—	3
5	Q05	— ↓	— ↓	— ↓	— ↓
6	—	—	0,05	— 0,05	—
7	—	— 15	— 0,05	— 0,15	0,2 0,5
8	—	— 10	— 1	— 3,5	— 5,5
9	—	— 40	— 30	— 100	— 50
10	—	—	— 50	0,5 200	— 150
12	—	—	— 300	— 250	— 300
13	—	—	—	— 180	—
14	—	0,05	—	—	—
15	—	—	—	—	—
16	—	—	—	—	—
17	—	—	—	—	—
19	—	—	—	—	—
20	—	—	—	—	—
21	—	—	—	—	—
22	—	— 0,05	—	—	—
23	—	— 0,15	—	—	—
24	—	— 1	—	—	—
26	—	— 2	—	—	—
27	—	— 3,5	—	—	—
28	—	— 80	—	—	—
29	—	— 350	—	—	—
30	—	—	—	—	—

## BIBLIOGRAPHIE (1)

- BALTAZARD (M.), 1947. — Identification des Spirochètes récurrents. Individualité de l'espèce *S. recurrentis*. *Bull. Soc. Path. Exot.*, t. 40, pp. 77-82.
- 1954. Sur le classement des Spirochètes récurrents. *Ann. de Parasit.*, t. 29, n° 1-2, p. 12-32.

(1) Nous nous excusons de ne pas donner toutes les références concernant l'identification des *Borrelia*. Nous ne faisons figurer ici que les articles généraux dans lesquels on trouvera une bibliographie complète.



TABLEAU 10

*Infection mixte Borrelia turicatae-Trypanosoma brucei*

SOURIS N°	110	111	112	113	114	115	116	117	118	119
JOURS ↓	BORRELIA TURICATAE PAS DE TRYPANOSOME	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI	BORRELIA TURICATAE TRYPANOSOMA BRUCEI
2	0,2	1	1	—	0,1	1	15	2	0,25	2
3	15	0,1	↓	0,05	↓	↓	4	↓	↓	0,1
4	—	—	—	16	—	—	—	—	—	—
5	—	—	—	0,05	—	—	—	0,05	—	—
6	—	—	0,05	—	0,05	—	1	—	0,05	0,1
7	—	—	0,05	—	0,05	—	9	—	15	—
9	—	—	0,05	—	0,5	—	80	—	180	—
10	—	—	—	0,05	—	10	—	300	—	—
11	—	—	—	0,1	—	150	—	0,5	—	—
12	—	—	0,3	—	3	—	200	—	5	—
13	—	—	25	—	120	—	—	—	150	—
14	—	—	0,1	—	—	—	—	—	40	—
16	—	0,1	1	—	—	—	—	—	250	—
17	—	—	0,5	—	—	—	—	—	—	—
18	—	—	1	—	—	—	—	—	—	—
19	—	—	6	—	—	—	—	—	—	—
20	—	—	100	—	—	—	—	—	—	—
21	—	—	300	—	—	—	—	—	—	—
22	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—

— MOFIDI (C.) et BAHMANYAR (M.), 1948. — Essai de reclassement de certains Spirochètes récurrents. *Bull. Soc. Path. Exot.*, t. 41, pp. 399-405.

BLANC (G.), BRUNEAU (J.) et CHABAUD (A.-G.), 1953. — Comportement de quelques Spirochètes chez la punaise *Cimex lectularius*. *Arch. Inst. Pasteur, Maroc*, t. 4, p. 411-428.

— et PAGÈS (R.), 1949. — Pouvoir pathogène de quelques Spirochètes sanguicoles pour l'œil du lapin. *Bull. Acad. Nat. Red.*, t. 133, n° 31-32, pp. 600-605.

CAMPANA-ROUGET (Y.). — Fièvres récurrentes. *Encyclopédie médico-chirurgicale. Maladies infectieuses*, 8085 A.

DAELS (F.), 1910. — Beitrag Zum studium der Antagonismus Zwischen Karzinom — Spirillen — und Trypanozomen infektion. *Archiv. f. Hyg.*, p. 257-306.

GALLIARD (H.), 1928. — Guérison spontanée de l'infection mixte à *Trypanosoma brucei* et *Treponema crociduræ* chez la souris blanche. *Bull. Soc. Path. Exot.*, t. XXI, n° 4, p. 315-316.

- 1929. De quelques causes influant sur l'évolution de l'infection mixte à Trypanosomes et à Tréponèmes. *Ann. Parasit. Hum. et Comp.*, t. VII, n° 1, p. 57-60.
- LAPIERRE (J.), ROUSSET (J.-J.), 1957. — Essai de classification des *Borrelia* par leur pouvoir protecteur contre *Trypanosoma brucei* chez la souris (note préliminaire). *Bull. Soc. Path. Exot.* (séance du 9 octobre).
- GWELESSIANY (S.), 1927. — Recherches sur le passage des Spirochètes à travers les muqueuses et la marche des infections mixtes spirochéto-trypanosomiennes. *Bull. Soc. Path. Exot.*, t. XX, n° 7, p. 653-664.
- MATHIS (C.), 1926. — Virulence pour l'homme du Spirochète de la musaraigne. *C.R. de l'Acad. des Sciences*, 4 octobre.
- NISSLE, 1904. — Zur Kenntnis der Nagana-und Rattentrypanosomen. *Hyg. Rundschau*, 14, pp. 1039-1041.
- SAVINI (E.), 1923. — Infection trypano-spirochétique. *C.R. Soc. Biol.* (soc. roumaine) (séance du 28 février et du 15 mars), p. 956.
- TRAUTMANN, 1907. — L'association du Spirille de la Tick-fever et de divers Trypanosomes. *Ann. Inst. Pasteur*, t. XXI, p. 808.
- VAISMAN (A.), 1947. — L'atténuation de l'infection trypanosomique expérimentale chez la souris par le *Spirochaeta duttoni*. *Bull. Soc. Path. Exot.*, t. XL, n° 3-4, p. 74-76.
- VAUCEL (M.), 1952. — Les Spirochètoses. *Médecine tropicale*, t. I, p. 831. Ed. Med. Flammarion, Paris.
- VINZENT (R.). — Spirochètose de la souris blanche et infection mixte trypano-spirochétique. *Ann. Inst. Pasteur*, t. XLI, p. 131-147.

*Institut de Parasitologie, Faculté de Médecine de Paris*

---

EVOLUTION DU PALUDISME A *PLASMODIUM BERGHEI*  
(Vincke et Lips) CHEZ LE RAT BLANC *RATTUS*  
*NORVEGICUS* L. var. *ALBUS* CARENCÉ EN VITAMINE A

Par L. BOUISSET et J. RUFFIÉ

Nombreux sont les auteurs qui ont souligné l'importance du facteur « terrain » dans le développement des parasitoses. Ce développement est en effet fonction de la plus ou moins grande adaptation réciproque du couple : parasite-hôte. Toute modification biologique intervenant chez l'hôte peut faire varier les conditions du milieu où doit vivre le parasite. Selon le sens de cette variation, le parasite se trouvera en face soit d'un terrain plus favorable (c'est-à-dire auquel il est mieux adapté), soit plus défavorable, et cela déterminera suivant le cas une accélération ou un ralentissement du développement parasitaire.

Les changements de la température centrale de l'hôte peuvent modifier notablement le terrain : E. Brumpt a constaté naguère que certains animaux se défont pendant leur sommeil hivernal (1). Nous-mêmes avons pu démontrer que, pour *Trypanosoma equiperdum*, la chute de la température de l'animal-hôte, obtenue sous l'effet de l'hibernation expérimentale, constituait une variation défavorable qui entraîne le net ralentissement de l'évolution du parasite (2).

A côté des changements « thermiques », probablement assez rares de façon spontanée, les variations de nature alimentaire sont sans doute bien plus fréquentes : il semble en particulier que les carences nutritionnelles quantitatives ou qualitatives puissent modifier d'une manière notable le « terrain » de l'hôte. Dans quelques cas, le parasite semble être plus sensible que l'hôte à la carence : Reiner et Paton ont démontré que le rat présentant une avitaminose B<sub>1</sub> guérissait de sa trypanosomiase (3). Par ailleurs, certains auteurs avaient pensé que le paludisme évoluait moins vite chez la souris nourrie au régime lacté strict que chez l'animal recevant une alimentation normale. En fait, Schneider et Montezin (4), Corra-

detti et alt. (5), puis Fabiani et Orfila (6) ont montré qu'il n'y avait aucune différence significative dans l'évolution du paludisme chez les deux séries d'animaux. Nous-mêmes avons constaté une évolution comparable du *Trypanosoma equiperdum* chez le rat recevant une alimentation normale et chez le rat soumis à une diète lactée stricte (7).

Dans la majorité des cas, toute carence alimentaire quantitative ou qualitative paraît s'accompagner d'une détérioration du « terrain » qui devient plus sensible à l'agression parasitaire. Sautet et ses collaborateurs, étudiant l'évolution de *Plasmodium berghei* chez les souris soumises au régime « pain sec-cau », constatent que la maladie évolue plus vite chez ces dernières que chez celles à qui l'on donne aussi du lait (8) ; les antimalariques ont une action moins efficace chez les animaux carencés. Par ailleurs, ces auteurs observent que l'adjonction au régime du complexe vitamini-que A + D, ou, mieux encore, d'huile de foie de morue, augmente nettement la résistance de l'animal et permet une meilleure action de la quinine (9).

Toutefois, Sautet ne détermine dans son expérience qu'un effet carentiel global : les animaux étudiés par cet auteur sont soumis à une polycarence de monophagie portant (dans l'hypothèse où le pain blanc a été utilisé pour le régime) sur les vitamines A, B (surtout B<sub>1</sub>), D et E (la souris faisant elle-même la synthèse de la vitamine C).

D'autres expériences de monocarences vitaminiques ont été faites surtout sur des Helminthes. Parmi elles, J. E. Ackert démontre que les carences en vitamines A et B diminuent la résistance des poulets vis-à-vis d'*Ascaridia lineata* (10). Spinder constate que les rats soumis à un régime privé de vitamine A présentent une très importante diminution de résistance à la surinfection transcutanée par des larves de *Nippostrongylus muris* (11). Par contre, Ackert et alt. ne notent aucune modification de la parasitose chez le poulet carencé en vitamine D et soumis à l'infection par *Ascaridia lineata* (12). Shaw, de son côté, estime que les moutons carencés en vitamine A ne présentent pas une sensibilité plus grande vis-à-vis des vers parasites des poumons (13).

Dans une note préliminaire, nous avons indiqué que la « carence vitaminique A isolée » semblait favoriser notablement l'évolution du paludisme à *Plasmodium berghei* (14) ; nous rapportons ici les résultats de notre expérimentation qui nous ont permis de préciser ce problème et de mettre en évidence l'action de la vitamine A sur l'évolution de la parasitose chez l'animal carencé.

### Matériel et méthodes

Nous rappellerons d'abord que nous avons choisi le rat comme animal d'expérience pour deux raisons :

1° Lorsqu'il reçoit une nourriture normale, cet animal présente une résistance naturelle assez grande à l'infection par *Plasmodium berghei* : la plupart des individus inoculés guérissent spontanément en 15 jours à 3 semaines. Quelques-uns même ne présentent aucune infection apparente.

2° Il est relativement facile à carencer en vitamine A si on le soumet à un régime approprié.

Nos animaux d'expérience sont de jeunes rats blancs mâles [*Rattus norvegicus* (L.), variété *albus*, souche de Commentry], pesant de 25 à 38 grammes. Ils ont été groupés en trois lots :

*Premier lot* : Sept rats, constituant le lot-témoin, ont reçu une alimentation normale, composée de la façon suivante :

Caséine codex : 180 g. ; levure de bière : 50 g. ; fécule 400 g. ; huile d'arachide : 50 cc. ; agar agar : 5 g. ; mélange salin (\*) : 40 g. ; eau de cuisson : 1.500 cc. ; tocophérol : 2 gouttes par semaine et par rat ; vitadone (solution huileuse) : 2 gouttes par semaine et par rat.

*Deuxième lot* : Six rats ont reçu un régime carencé en vitamine A, ainsi composé :

Caséine dévitaminée : 180 g. ; mélange vitaminique (\*\*) : 20 g. ; fécule : 400 g. ; sucre : 350 g. ; huile d'arachide : 50 g. ; mélange salin (\*) : 40 g. ; agar agar : 5 g. ; choline : 0,1 g. ; eau de cuisson : 1.500 cc., plus 2 % de charbon animal actif ; tocophérol : 1 goutte par semaine et par rat ; stérogyl : 2 gouttes par semaine et par rat.

*Troisième lot* : Deux rats carencés en vitamine A ont absorbé au moment de leur infection par le *Plasmodium* 2,5 cc. d'auxergyl (vitamines A et D) par voie orale, à raison de 0,5 cc. par jour pendant quatre jours, puis une dose de 0,5 cc. après quatre jours de repos.

Tous ces animaux ont subi une injection intrapéritonéale de 0,25 cc. de sang contenant *Pl. berghei* (10 % d'hématies parasitées environ).

(\*) *Mélange salin* : chlorure de sodium : 1,73 g. ; phosphate monosodique : 3,47 g. ; sulfate de magnésium : 2,66 g. ; phosphate bipotassique : 9,54 g. ; phosphate monocalcique : 5,40 g. ; lactate de calcium : 13 g. ; lactate de fer : 1,18 g.

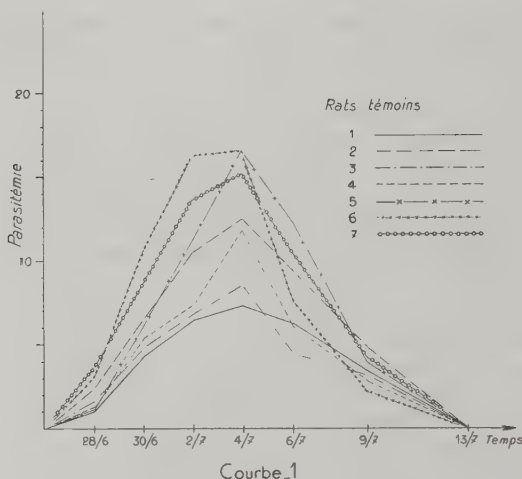
(\*\*) *Mélange vitaminique* : aneurine : 50 mg. ; acide nicotinique : 500 mg. ; pantothénate de calcium : 500 mg. ; adermine : 50 mg. ; lactoflavine : 50 mg. ; acide ascorbique : 1 g. ; inositol : 1 g. ; acide para-amino-benzoïque : 1 g. ; acide folique : 5 mg. ; biotine : 5 mg.



A partir de ce moment, des prélèvements sanguins ont été effectués toutes les quarante-huit heures pour suivre dans chaque lot l'apparition et l'évolution de la parasitémie.

## RESULTATS

1° LOT TÉMOIN : Les sept rats témoins sont inoculés avec *Pl. berghei* le 24 juin 1957. Le 28 juin, les premiers parasites apparaissent dans le sang circulant. La parasitémie augmente alors d'une manière très régulière pendant les six jours suivants pour atteindre un maximum le 4 juillet (maximum de la parasitémie toujours



inférieur à 20 %). Elle diminue alors régulièrement et devient nulle en neuf jours. Le 13 juillet, tous les animaux du lot témoin sont défaunés. Le tableau et la courbe 1 résument cette évolution.

2° LOT CARENCÉ : Les jeunes rats faisant partie de ce lot sont mis au régime dévitaminé le 28 mars 1957. Les premiers signes de carence apparaissent aux environs du 20 juin. Le poids de ces divers animaux varie alors de 95 à 110 g. A ce moment-là, ils ont les yeux légèrement exorbités avec des caillots au coin des paupières. Les signes d'avitaminose A augmentent dès lors rapidement. Quelques jours après, les animaux présentent un aspect typique de carence vitaminique A : cornée opacifiée, purulence des paupières,

TABLEAU 1

*Parasitémie des rats témoins*

RATS	28/6	30/6	2/7	4/7	6/7	8/7	13/7
1 .....	1,05	4,27	6,39	7,25	6,25	3,48	neg.
2 .....	2,40	6,48	10,58	12,36	9,28	4,84	neg.
3 .....	1,76	4,85	6,75	8,45	4,46	3,08	neg.
4 .....	1,18	5,18	7,28	11,75	6,02	2,92	neg.
5 .....	1,07	6,03	11,11	16,39	12,25	3,93	neg.
6 .....	3,05	10,56	16,25	16,45	7,69	2,29	neg.
7 .....	3,40	7,69	13,58	15,12	10,58	4,26	neg.

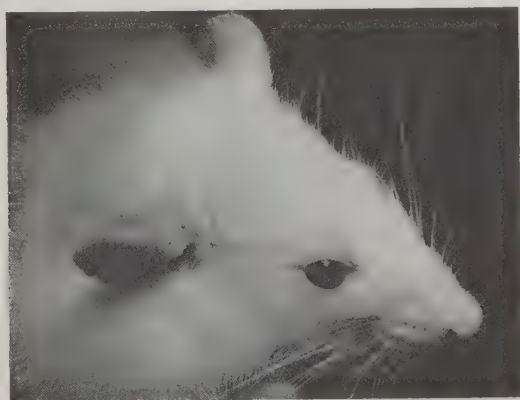


FIG. 1. — Rat témoin

yeux complètement collés et fermés par du pus et du sang ; marche hésitante ; tremblement et faiblesse des membres.

Le 24 juin, ces animaux sont inoculés par *Pl. berghei*, suivant la technique indiquée pour le lot témoin. La parasitémie apparaît le 28 juin et augmente dès lors rapidement jusqu'à la mort de l'animal, mort qui survient en 8 à 10 jours. A ce moment, la parasitémie atteint ou dépasse 50 %, comme l'indiquent le tableau et la courbe 2.



FIG. 2. Début de la carence

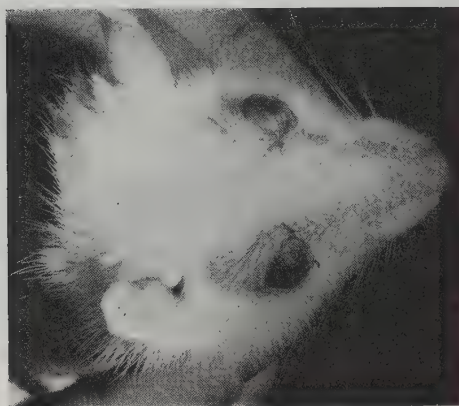


FIG. 3. — Etat carenciel avancé

3° LOT CARENCÉ ET « REVITAMINÉ » AU MOMENT DE L'INFECTION : Deux rats, qui avaient suivi le même régime carencé que le lot précédent, ont en outre reçu un mélange de vitamines A + D au moment de leur infection par *Plasmodium berghei* (suivant la posologie déjà indiquée), alors que les signes cliniques d'avitaminose A atteignaient un maximum.

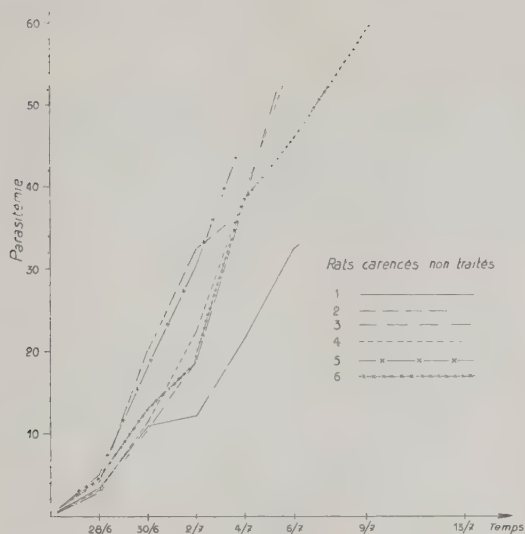


TABLEAU 2

*Parasitémie des rats carencés*

RATS	28/6	30/6	2/7	4/7	6/7	9/7	13/7
1 .....	3,45	11,11	12,08	21,7	32,5	39,06	54
2 .....	4,18	20,05	32,5	37,3	44,08	54,91	—
3 .....	3,19	10,75	19,22	38,07	58,65	—	—
4 .....	3,54	11,56	22,09	39,25	56,75	—	—
5 .....	4,85	18,09	30,5	46,72	—	—	—
6 .....	4,75	13,08	18,85	38,27	46,05	59,36	—

Chez ces animaux, la maladie a évolué spontanément vers la guérison, d'une manière tout à fait comparable à ce qui a été observé dans les lots d'animaux témoins (comme le démontrent le tableau et la courbe 3).

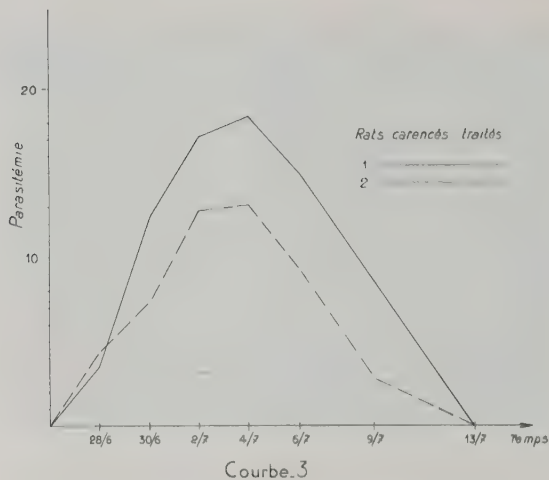


TABLEAU 3

*Parasitémie des rats carencés traités*

RATS	28/6	30/6	2/7	4/7	6/7	9/7	13/7
1 .....	3,71	12,19	17,04	18,34	15,04	8,64	nég.
2 .....	4,19	7,35	12,83	13,09	9,44	2,96	nég.

C'est donc bien l'absence de vitamine A qui est responsable du développement rapide du *Plasmodium* chez l'animal d'expérience et non la déficience de l'état physique constatée chez l'animal carencé.

### CONCLUSION

Alors que, chez les rats soumis à un régime alimentaire normal, le paludisme à *Pl. berghei* guérit spontanément en une quinzaine de jours environ, les rats carencés en vitamine A présentent une infection rapidement progressive et mortelle.



De plus, les rats carencés recevant de la vitamine A au moment de l'infection plasmodiale guérissent exactement comme les rats normaux (bien qu'ils présentent un net état clinique d'avitaminose avancée).

Ceci permet de supposer le rôle considérable joué par les avitaminoses, et plus particulièrement par l'avitaminose A, dans le développement et la persistance de l'endémie palustre. Il est probable que l'élévation du niveau de vie (et plus précisément l'amélioration des conditions alimentaires) a joué un rôle essentiel dans la disparition spontanée du paludisme humain de certaines régions et qu'elle peut encore constituer un élément non négligeable de prophylaxie.

Enfin, nous pensons que l'action de la vitamine A que nous avons démontrée chez le rat impaludé pourrait trouver une heureuse utilisation comme médication d'appoint dans la thérapeutique de certains cas de paludisme humain.

*Laboratoire de Parasitologie*

*Faculté de Médecine et de Pharmacie de Toulouse*

BIBLIOGRAPHIE

1. BRUMPT (E.), 1908. — *C.R. Soc. de Biol.*, 64, p. 1147.
2. BOUISSET (L.), HARANT (H.), RUFFIÉ (J.), 1956. — *C.R. Séances Soc. Biol.*, 150, 6, p. 1277.
3. REINER (L.) et PATON (J.-B.), 1932. — *Proc. Soc. Exp. Biol. and Med.*, 30, p. 345.
4. SCHNEIDER (J.), MONTEZIN (A.), 1953. — *Bull. Soc. Path. Exot.*, 46, p. 947-952.
5. CORRADETTI (A.), TENTORI (L.), VEROLINI (F.), 1954. — *Rev. Parasit.*, 15, p. 12-25.
6. FABIANI (G.), ORFILA (J.), 1954. — *C.R. Soc. Biol.*, 148, p. 1238-1241.
7. BOUISSET (L.), HARANT (H.), RUFFIÉ (J.), 1956. — *Ann. Parasit.*, 31, p. 331-349.
8. SAUTET (J.), CAPORALI (J.), AUSSEIL (M.), CASTELLI (P.), 1955. — *C.R. Soc. Path. Exot.*
9. SAUTET (J.), VUILLET, ARNAUD, 1957. — *Bull. Soc. Path. Exot.*, 50, p. 44-49.
10. ACKERT (J.-E.). — *Arch. Zool.*, 12, p. 1369.
11. SPINDER (L. A.), 1934. — *Jl. Parasit.*, 20, p. 72.
12. ACKERT (J.-E.), LLOYD (A.), SPINDLER (A.), 1929. — *Amer. Jl. Hyg.*, 9, p. 292-307.
13. SHAW (J. N.), 1937. — *North Amer. Veter.*, 18, 10, p. 25-27.
14. BOUISSET (L.), RUFFIÉ (J.), 1957. — *C.R. Soc. de Biol.* Séance du 13 décembre, Toulouse.

**OPISTHIOGLYPHE ENDOLOBA (F. Dujardin 1845)**  
**EST UNE ESPÈCE DISTINCTE**  
**D'OPISTHIOGLYPHE RANÆ (Froelich 1791) A. Looss 1907**

Par **Robert Ph. DOLLFUS**

En 1894 (p. 84) et en 1907 (p. 604), A. Looss a placé *Distoma endolobum* F. Dujardin (1845, p. 397) en synonymie de *Fasciola ranæ* Froelich 1791. *Opisthioglyphe endoloba* (F. Duj. 1845) A. Looss 1899 devint *Opisthioglyphe ranæ* (Froelich 1791) A. Looss 1907.

La description originale par Froelich (1791, pp. 6-73, 112, pl. III, fig. 7-8) étant insuffisante, c'est celle donnée par A. Looss (1894, pp. 84-90, 282, 290-291, pl. II, fig. 27-29 ; pl. VII, fig. 153-156 ; pl. VIII, fig. 157-162) qui fait foi pour l'espèce *ranæ*, mais que Looss publia d'abord (1894) sous l'appellation de *Distomum endolobum* Dujardin ; c'est le générotype d'*Opisthioglyphe* A. Looss (1899, pp. 588-589).

La description donnée par Looss en 1894 est celle adoptée dans « Süswasserfauna... » par Max Lühe (1909, p. 107, fig. 84) pour *O. ranæ* (Fröhl.), et elle a été universellement acceptée par les helminthologistes.

J'ai examiné de nombreux spécimens d'*Opisthioglyphe* récoltés chez des *Rana esculenta* L. d'Europe occidentale (particulièrement de l'Ouest de la France), et chez des *Rana ridibunda* Pallas de Rabat (Maroc).

Le plus grand nombre de ces spécimens diffère sensiblement de la forme-type décrite par Looss et Lühe ; je les considère comme référables à *O. endoloba* (Dujardin) *non* Looss *sensu*. Les différences (qui ne sont pas toujours toutes observables chez le même individu) sont énumérées dans le tableau ci-après :

*ranæ*

(d'après A. Looss 1894  
et M. Lühe 1909)

*endoloba*

(d'après Dujardin  
et de nombreux spécimens  
d'Europe occidentale)

- |                                      |  |  |
|--------------------------------------|--|--|
| 1. Forme générale du corps           | Ovoïde, postérieurement élargie et presque tronquée. Bord postérieur présentant souvent un léger sinus médian.   | Oblong à presque fusiforme, plus arrondie postérieurement qu'antérieurement, mais non sub-tronquée. Bord postérieur toujours dépourvu de sinus médian.   |
| 2. Prépharynx.                       | Etroit.  | Très large.  |
| 3. Pharynx ...                       | Petit, moins large que la moitié de la largeur de la ventouse orale.   | Grand, aussi large que la moitié de la largeur de la ventouse orale, ou même plus large (jusqu'à environ les deux tiers de la largeur de la ventouse orale).                                   |
| 4. Testicules ..                     | Au moins deux fois plus larges que longs, disposés en tandem transversalement.   | Globuleux ou un peu plus larges que longs, disposés en tandem ou obliquement.  |
| 5. Vitellogènes.                     | Ne s'étendant pas dans l'espace intercæcal post-testiculaire.  | S'étendant, largement le plus souvent, dans l'espace intercæcal post-testiculaire.   |
| 6. Vessie excrétrice ....            | Bifurcation dorsalement aux testicules. Les deux branches à peine plus longues que le tronc médian impair et se terminant peu en avant du testicule antérieur. | Bifurcation dorsalement au bord antérieur du testicule antérieur. Les deux branches beaucoup plus courtes que le tronc médian impair et se terminant au niveau du bord postérieur de l'ovaire. |
| 7. P o c h e d u c i r r e . . . . . | Ne dépasse pas postérieurement le niveau du bord antérieur de la ventouse ventrale.  | Dépasse souvent postérieurement le niveau du bord antérieur de la ventouse ventrale.   |
| 8. Spinulation cuticulaire .         | S'étend à très peu près jusqu'à l'extrémité postérieure, dépassant le niveau de la terminaison des cæca.   | Atteignant au plus le niveau du testicule postérieur, ne l'atteignant le plus souvent pas.   |
| 9. Pore génital                      | Submédian, à peine un peu déplacé vers la gauche.  | Fortement déplacé vers la gauche, ventralement au cæcum gauche ou à son bord interne.  |

Parmi ces différences, les plus constantes et les plus apparentes sont : la forme générale du corps, la largeur du pharynx, la présence des vitellogènes dans l'espace intercœcal post-testiculaire (caractère exceptionnellement en défaut), la forme non allongée transversalement ou seulement peu allongée transversalement des

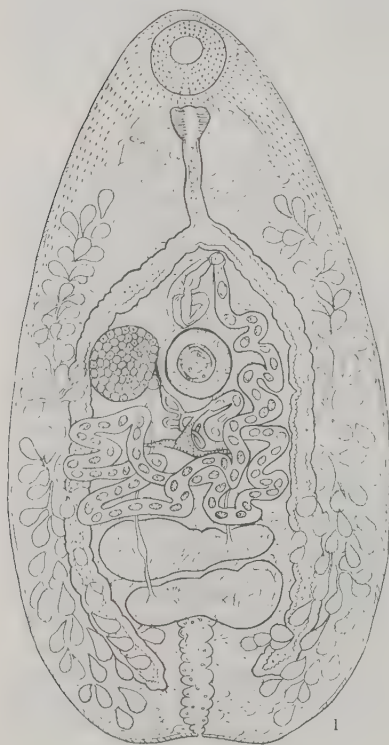


FIG. 1. — *Opis'hioglyphe ranæ* (Frölich), d'après A. Looss 1894, pl. II, fig. 27 (sous le nom *Distomum endolobum* Dujardin).

testicules et principalement la grande longueur du tronc impair médian de la vessie excrétrice, le niveau de la bifurcation et le niveau atteint antérieurement par les branches de l'Y. Le caractère « prépharynx très large », souligné par Dujardin, n'est évidemment pas observable chez les individus dont l'extrémité antérieure est en rétraction. Le niveau atteint postérieurement par la poche du cirre (qui peut arriver au niveau du centre de la ventouse ventrale) est

très inconstant et il arrive que la poche du cirre reste entièrement en avant de la ventouse ventrale. L'emplacement plus ou moins vers la gauche du pore génital est variable. L'extension de la spinulation cuticulaire est très variable, mais elle n'atteint jamais le voisinage de l'extrémité postérieure.

La forme typique de *ranæ* et la forme *endoloba* sont-elles spécifiquement distinctes ? J'en ai aujourd'hui la conviction après avoir

FIG. 2. — *Opisthioglyphe ranæ* (Frölich), d'après A. Looss 1894, pl. VIII, fig. 157 (sous le nom *Distomum endolobum* Dujardin).



examiné un grand nombre d'individus de la forme *endoloba*. Parmi eux, il y en a quelques-uns, atypiques, se rapprochant plus ou moins de la forme *ranæ* ; mais leur étude attentive, en particulier la largeur du pharynx, la longueur du tronc impair de la vessie, la position plus antérieure et la forme moins allongée transversalement des testicules, permettent de les identifier à *endoloba*, même si, comme je l'ai observé une fois chez un spécimen, les vitellogènes ne s'étendent pas dans l'espace interœœcal post-testiculaire.

A Richelieu (Indre-et-Loire), chez *Rana esculenta* L., on trouve communément *endoloba* et rarement *ranæ*. Les spécimens de *ranæ* à ma disposition étant immatures (fig. 3), je me suis demandé si, avec la maturité, la forme *ranæ* ne deviendrait pas la forme *endoloba* ; j'ai donc examiné des immatures et j'ai pu m'assurer que les

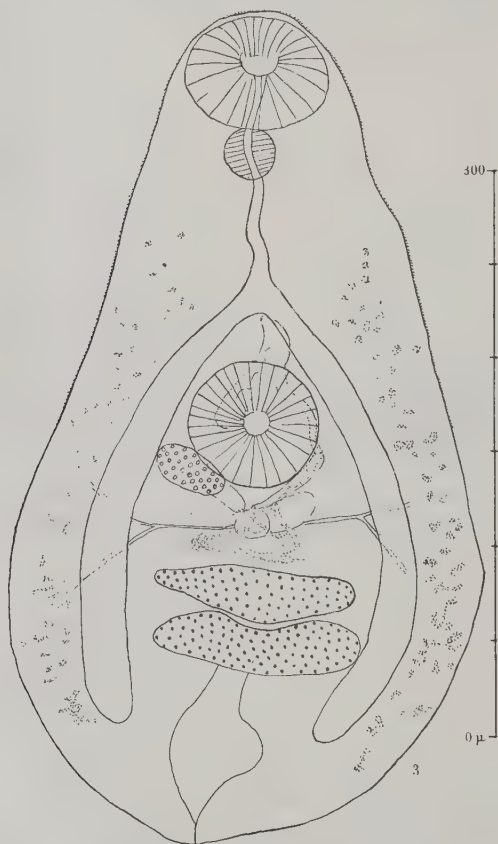
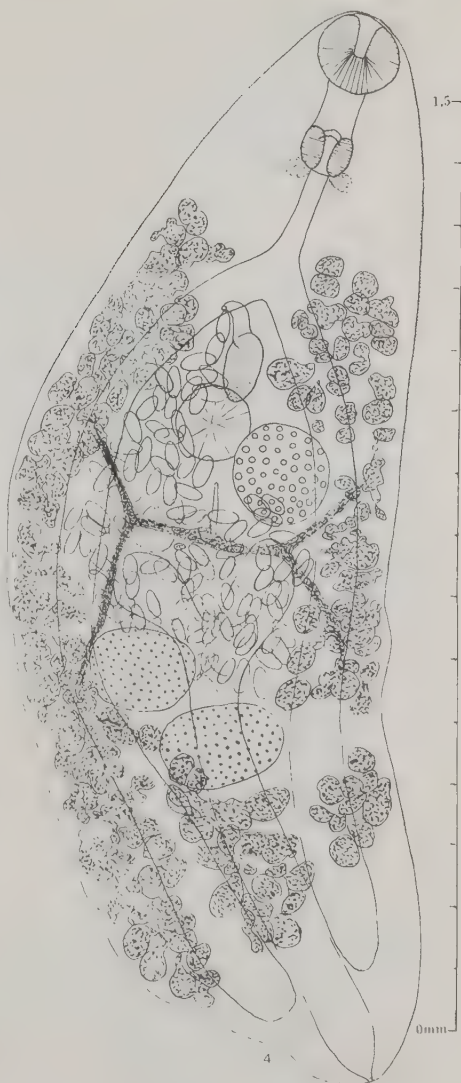


FIG. 3. — *Opisthioglyphe ranæ* (Frölich) juv., de l'intestin de *Rana esculenta* L. ; Richelieu (Indre-et-Loire), 23-8-1943. *Ipse legi*. Dimensions de ce jeune spécimen : longueur 446 µ, largeur 251 µ, ventouse orale 55 × 77 µ, ventouse ventrale 69 µ, pharynx 27,7 µ, œsophage 55 µ.



FIG. 4. — *Opisthioglyphe* (*Opisthioglyphe*) *endoloba* (F. Dujardin 1845), vue dorsale. Intestin de *Rana esculenta* L., à Plourac'h (Côtes-du-Nord). Yves Gollvan leg., juin 1957. Dimensions de ce spécimen : longueur 1,8 mm., largeur 0,615 mm., ventouse orale  $112,7 \times 143 \mu$ , ventouse ventrale  $138,3 \mu$ , prépharynx longueur  $71,7 \mu$ , pharynx  $71,7 \times 87 \mu$ , œsophage  $144 \mu$  environ, œufs  $52,7 \times 27,7 \mu$ .



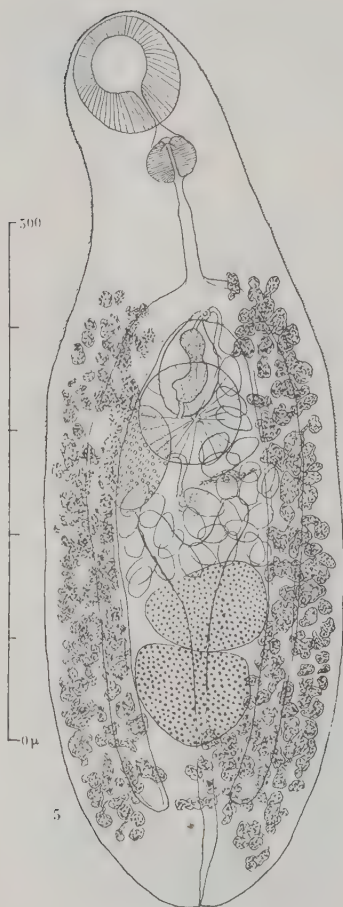
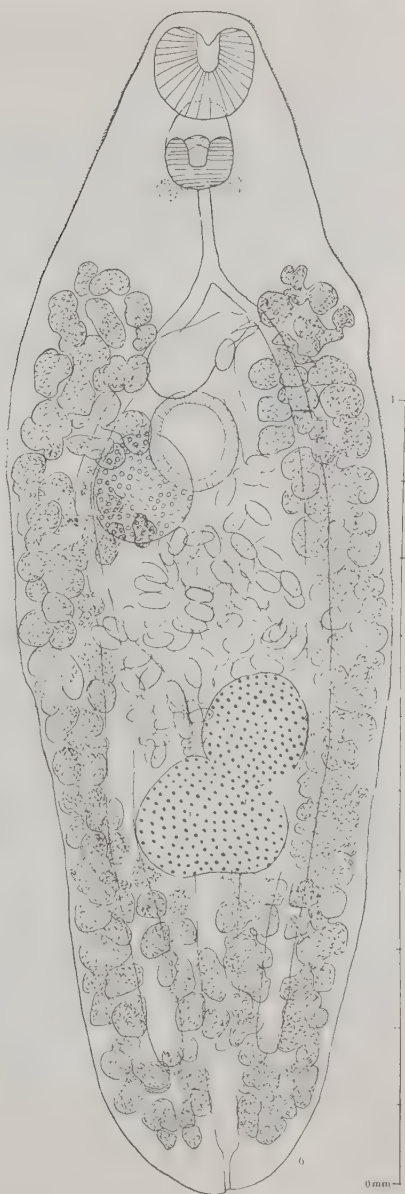


FIG. 5. — *Opisthioglyphe* (*Opisthioglyphe*) *endoloba* (F. Dujardin 1845). Intestin de *Rana esculenta* L., à Richelieu (Indre-et-Loire), 8-8-1954. *Ipsé legi*. Individu de très petite taille, à poche du cirre s'étendant jusqu'au niveau du centre de la ventouse ventrale. Dimensions : longueur 0,87 mm., largeur 0,29 mm., ventouse orale 0,110 mm., ventouse ventrale 0,099 mm., prépharynx 0,015 mm., pharynx 0,056 mm., œsophage 0,100 mm., œufs  $41,25 \times 22 \mu$ . La largeur du pharynx est environ la moitié de celle de la ventouse orale. Quelques follicules vitellogènes s'étendent en arrière du testicule postérieur dans l'espace inter-caecal.

*endoloba* immatures sont suffisamment différents des *ranæ* immatures pour que la distinction soit possible, à partir du moment où les glandes génitales sont déjà bien formées. En outre, la description et les figures données pour *ranæ* par Looss et Lühe concernent des spécimens adultes.

FIG. 6. — *Opisthioglyphe* (*Opisthioglyphe*) *endoloba* (F. Dujardin 1845). Intestin de *Rana esculenta* L.; Musée de Strasbourg (Bas-Rhin). Dimensions : longueur 1,5 mm., largeur 0,495 mm., ventouse orale 0,117 × 0,133, ventouse ventrale 0,117, prépharynx longueur 0,051, pharynx 0,0613 × 0,0819, œsophage 0,1 environ, ovaire 0,133, testicule antérieur diamètre 0,134, testicule postérieur 0,160 × 0,185 mm., œufs 47 × 27,7  $\mu$ .



## OUVRAGES CITÉS

- DUJARDIN (Félix), 1845. — Histoire naturelle des Helminthes ou Vers intestinaux. *Nouvelles Suites à Buffon*, 42<sup>e</sup> livraison, Paris, 1845, Roret, xvi + 654 p., Atlas, 15 p., pl. I-XII.
- FROELICH (M. Joseph Aloysius von), 1791. — Beyträge zur Naturgeschichte der Eingeweidewürmer. *Der Naturforscher*, Halle, XXV Stück, p. 52-113, pl. III, fig. 1-17.
- LOOSS (Arthur), 1894. — Distomen unsere Fische und Frösche. *Bibliotheca Zoologica*, Stuttgart, vol. VI, Heft 16, p. 1-296, fig. texte, pl. I-XVI, fig. 1-193.
- 1899. Weitere Beiträge zur Kenntniss der Trematodenfauna Ægyptens. *Zoolog. Jahrbücher System.*, Bd. XII, Heft 5,6, 28-12-1899, p. 521-784, fig. texte A-B, pl. XXIV-XXXII, fig. 1-90.
- 1907. Ueber einige zum Teil neue Distomen der europäischen Fauna *Centralbl. für Bakter. Parasitenkunde*, Abt. I, Origin., Bd. XLIII, Heft 6, 31-3-1907, p. 604-613, fig. 1-4.
- LÜHE (Max), 1909. — Trematodes. *Süsswasserfauna Deutschlands*, Heft 17, 217 p., 188 fig., Jena 1909.

*Laboratoire d'Helminthologie et de Parasitologie comparée*  
*Museum, Paris*  
*et Station expérimentale de l'Institut de Parasitologie*  
*Richelieu (Indre-et-Loire)*

---

SUR *MACRASPIS CRISTATA* (E.-C. Faust et C.-C. Tang 1936)  
H.-W. Manter 1936  
ET SUR UNE EMENDATION NÉCESSAIRE A MA DÉFINITION  
DE LA FAMILLE DES *ASPIDOGASTRIDÆ* (TREMATODA)

Par Robert Ph. DOLLFUS

*Macraspis cristata* (Faust & Tang) a été décrit d'après un unique spécimen récolté chez *Rhinoptera quadriloba* Le Sueur 1817 = *Rhinoptera bonasus* (Mitchill 1815), de Biloxi Bay (Golfe du Mexique) ; d'après le récolteur, ce spécimen avait été trouvé dans l'intestin spiral (1). L'espèce était évidemment nouvelle, mais il est incompréhensible que Faust & Tang l'aient placée dans *Stichocotyle*, alors que c'est manifestement un *Macraspis* ; toutefois, Faust & Tang ont proposé un nouveau sous-genre : *Multicalyx*. Ce sous-genre a été considéré par H. W. Manter (1954, p. 482), R.-Ph. Dollfus (1956, p. 12), Aug. Brinkmann (1957, pp. 13, 17), comme simplement un synonyme de *Macraspis*.

Les dimensions de *M. elegans* P. Olsson 1869, générotype (longueur maximum 22 mm.), et de *Macraspis cristata* (Faust & Tang 1936) (longueur du spécimen type 79 mm.) sont très différentes ; néanmoins, les caractéristiques externes sont très voisines ; cependant, anatomiquement, *cristata* se sépare d'*elegans* par la position des glandes génitales : chez *elegans*, le testicule est situé tout près de l'extrémité postérieure du corps, très loin en arrière de l'ovaire, qui est à peu près à la mi-longueur ou un peu en avant chez les adultes à maturité (l'ovaire n'est très postérieur, près du testicule, que chez les tout jeunes individus longs seulement de 1,2 à 1,4 mm. d'après L. A. Jägerskiöld, 1899, p. 207), tandis que, chez *cristata*, le testicule est loin en avant de l'extrémité postérieure, à une petite distance en arrière de l'ovaire.

Cette position du testicule est à compter parmi les bons caractères spécifiques, mais a-t-elle une valeur suffisante pour justifier

(1) Cette localisation dans l'hôte est à confirmer, je la considère comme accidentelle ou douteuse.

l'admission de *Multicalyx* comme sous-genre dans le genre *Macraspis* ? C'est une question d'appréciation personnelle.

Chez le *Macraspis* sp. H. W. Manter (1954, p. 482), de la vésicule biliaire d'un « dog fish » de la Nouvelle-Zélande, le testicule n'est pas non plus à l'extrémité postérieure, il est même près de la mi-longueur du corps, et l'ovaire est distant de l'extrémité antérieure d'environ 1/7 de la longueur du corps. Si l'on gardait *Multicalyx* comme sous-genre, ce *Macraspis* de Manter devrait y être placé comme *Macraspis (Multicalyx)* sp., à côté de *Macraspis (Multicalyx) cristata* Faust & Tang.

J'identifie à l'espèce *cristata* deux spécimens entiers et quelques fragments d'un *Macraspis*, récoltés par mon collègue Jean Cadenat (21 octobre 1952) dans la vésicule biliaire d'un *Mustelus (Cynias) canis* (S. L. Mitchill), de la région de Dakar (Sénégal) (1). Il est difficile de mesurer exactement la longueur de ces spécimens, ceux-ci étant tordus irrégulièrement, avec l'extrémité postérieure enroulée en spirale ou recroquevillée. Un des individus — celui que je décris ci-après — est long d'environ 113 mm., avec une largeur maximum d'environ 2,5 mm. et une épaisseur maximum, antérieurement, de 3 mm. C'est donc le plus long connu des *Aspidogastrea*. L'habitus est exactement celui décrit par Faust & Tang, sauf que l'extrémité postérieure, plus ou moins conique ou tronc-conique (selon la contraction ou la dilatation du canal excréteur terminal), n'est pas inclinée vers la face dorsale ; mais cette disposition, décrite par Faust & Tang, n'était apparemment qu'individuelle, la forme de l'extrémité postérieure pouvant beaucoup changer selon les mouvements du ver (2).

L'extrémité antérieure, qui porte la bouche en son centre, est transversalement circulaire et cylindrique. De l'extrémité antérieure au pore génital, il y a 35 mm. ; le cirre, évaginé, cylindrique, est très long (environ 3 mm.), avec un diamètre d'environ 0,3 mm. Environ 2 mm. plus loin commence la sole adhésive ; il y a d'abord une suite de 8 ou 9 alvéoles séparées par des barres transversales ; l'alvéole antérieure, ronde, n'est pas précédée d'une barre, mais la dernière du groupe est limitée postérieurement par une barre ; ensuite, jusqu'à l'extrémité postérieure du corps (sauf tout près du bout), il y a une succession ininterrompue de barres transversales parallèles entre elles, qui sont soit saillantes, soit non sail-

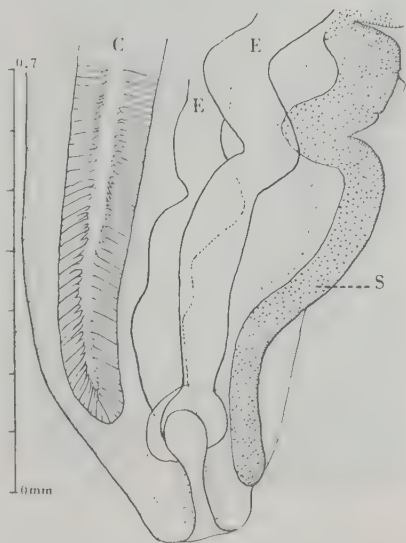
(1) Tous mes remerciements à mon collègue Jean Cadenat, qui m'a envoyé ces matériaux, et à mon collègue Jacques Carayon, qui a aimablement exécuté les photographies de la planche.

(2) Je ne m'accorde pas avec Aug. Brinkmann (1957, p. 14), qui a admis un « dorso-caudal conoidal tip » comme un caractère spécifique de *cristata*.



lantes. Ces barres délimitent des alvéoles plus larges que longues, à bords latéraux arrondis. De place en place, très irrégulièrement, un groupe de 3 à 5 barres (parfois jusqu'à 9), consécutives, s'élève avec les alvéoles correspondantes au-dessus des barres et alvéoles voisines, formant une bosse sur laquelle les barres ne sont pas saillantes et où les alvéoles sont marquées seulement par leur emplacement, sans creux ; ces bosses, plus ou moins rectangulaires, sont les « lug-like crests » de Faust & Tang ; elles résultent de la

FIG. 1. — *Macraspis cristata* (E. C. Faust et C. C. Tang). Extrémité postérieure d'un spécimen de la vésicule biliaire de *Mustelus (Cynias) canis* (S. L. Mitchell), vue par le côté droit. Le canal terminal de la vessie excrétrice est dilaté ; lorsqu'il est contracté, la terminaison du corps est conique. C, cæcum intestinal. E, gros canaux excréteurs aboutissant à la vessie. S, sole ventrale.



contraction qui fait saillir irrégulièrement, par endroits, quelques barres et alvéoles. Entre ces crêtes, les barres sont plus ou moins serrées. Chez un spécimen, j'ai compté environ 135 de ces protubérances formées chacune par la saillie de 3 à 5 barres et alvéoles (parfois jusqu'à 9) ; entre ces protubérances, le nombre des barres est très variable, et il y a, çà et là, sur une certaine longueur (par exemple 4 à 6 mm.), absence complète de crête. Par endroits, les barres étant très serrées, il est difficile de les compter exactement ; j'en ai compté approximativement un total d'environ 400, mais il y en a vraisemblablement un nombre un peu plus élevé.

Le spécimen ci-dessus ayant été rendu transparent par l'essence de girofle, l'anatomie interne a été observable : elle est conforme

à la description de Faust & Tang, avec seulement des dimensions un peu différentes, le spécimen étant plus long et la croissance n'étant pas la même pour toutes les parties du corps. L'ovaire est presque exactement à la mi-longueur du corps ; son bord antérieur est distant de 57 mm. de l'extrémité antérieure du corps ; sa forme est un peu ellipsoïdale, à bords réguliers : longueur environ 1,5, largeur environ 1,3 mm. L'ovaire est immédiatement suivi de



PHOTOGRAPHIE : A, région antérieure du corps montrant le cirre protracté.  
B, région moyenne du corps, en haut vue de 3/4, en bas vue latéralement.  
C, région moyenne du corps, vue ventrale.

l'ootype, un peu plus petit que lui. Une distance de 4 mm. sépare le testicule de l'ovaire. Le bord antérieur du testicule est distant de 62 mm. de l'extrémité antérieure du corps. Le testicule est long de 5 mm., large de 2,4 et un peu sigmoïde. Chez les deux spécimens dont j'ai examiné la région postérieure, les vitellogènes s'arrêtent postérieurement un peu moins loin que chez le spécimen de Faust & Tang.

Les œufs mûrs, embryonnés, mesurés dans l'eau, ont 105-110,8  $\times$  72-77,2  $\mu$  ; la coque est épaisse (environ 5,5  $\mu$ ).

Dans ma note de 1956, p. 11, j'ai écrit que les *Aspidogastridae* (avec deux sous-familles, *Aspidogastrinae* et *Macraspidinae*) sont des « formes courtes (moins de 20 mm., généralement de 1 à 9 mm.) ». Ce caractère vaut seulement pour la sous-famille *Aspidogastrinae* ; il ne peut s'appliquer aux *Macraspidinae* : la longueur des *Macraspis* atteignant 22 mm. chez *elegans* et pouvant dépasser 110 mm. chez *cristata*.

*Note ajoutée lors de la correction des épreuves*

Je viens de recevoir de nombreux exemplaires de *Macraspis cristata* (E. C. Faust & C. C. Tang), récoltés dans la région de Gorée (Sénégal), par mon collègue Jean Cadenat, dans la vésicule biliaire de *Scoliodon terraenovae* (Richardson) (6-6-1956) et de *Rhinobatus cemiculus* (Et. Geoff. St-Hil.) (20-7-1956) ; les hôtes sont nouveaux pour ce parasite.

BIBLIOGRAPHIE

Aux ouvrages mentionnés p. 12-13, dans ma note de 1956, ajouter :

- BRINKMANN jr. (August), 1957. — Fish Trematodes from Norwegian Waters II a. The Norwegian species of the orders Aspidogastrea and Digenea (Gasterostomata). *Universitetet i Bergen Arbok*, 1957. *Naturvitenskapelig rekke*, n° 4, oct., p. 1-29, fig. 1-7, pl. I, fig. 8-9, pl. II, fig. 10.
- DOLLFUS (Robert-Ph.), 1956. — Système de la sous-classe des *Aspidogastrea*, E. C. Faust & C. C. Tang, 1936. *Annales Parasitol. Hum. et Comp.*, t. XXXI, n° 1-2, 9 mai, p. 1-13.
- JÄGERSKIÖLD (Leonard Axel), 1899. — Ueber den Bau von *Macraspis elegans* Olsson. *Kongl. Vetenskaps. Akademiens Förhandlingar*, t. LVI, n° 3, Stockholm, p. 197-214, fig. 1-9.
- MANTER (Harold W.), 1954. — Some Digenetic Trematodes from Fishes of New Zealand. *Transact. Royal Soc. New Zealand*, vol. LXXXII, part. 2, septembre, p. 475-568, fig. texte 1-89.

(Museum National d'Histoire Naturelle, Paris)

SUR UNE ESPÈCE MONORCHIDE  
DU GENRE *RENICOLA* L. Cohn 1903,  
PARASITE D'UN ACCIPITRIFORME D'AFRIQUE OCCIDENTALE

Par Robert Ph. DOLLFUS et André CAPRON

**Matériel examiné :** environ 292 individus des reins d'un *Necrosyrtes monachus* (Temminck 1823), tué à Hann (Sénégal), le 27 avril 1955, Docteur Vétérinaire Pierre-Claude Morel, *leg.* (1).

**Description**

Corps déprimé, régulièrement ovale, légèrement atténué antérieurement ; plus grande largeur à peu près à la mi-longueur. Les petits individus mesurent  $1,9 \times 0,9$  mm., les grands  $4 \times 2$  mm. La cuticule, jusqu'à l'extrémité postérieure, est en grande partie ornée d'écailles rectangulaires, un peu plus petites et serrées à l'extrémité antérieure du corps ; elles sont longitudinalement striées dans la partie avoisinant leur bord libre et jusqu'au bord libre, finement pectiné (fig. 3).

Ventouse orale termino-ventrale. Ventouse ventrale un peu plus petite, souvent en partie équatoriale, ayant son centre légèrement en arrière de la mi-longueur du corps. Prépharynx nul. Pharynx globuleux, ayant presque les dimensions de la ventouse ventrale. Glandes rétropharyngiennes développées. Œsophage paraissant nul ou très court lorsqu'il se présente dirigé dorso-ventralement, mais apparaissant plus long que le pharynx lorsqu'il est étendu longitudinalement. Il y a souvent une poche œsophago-intestinale, de sorte que l'on ne peut pas préciser où finit l'œsophage et commence l'intestin (fig. 2).

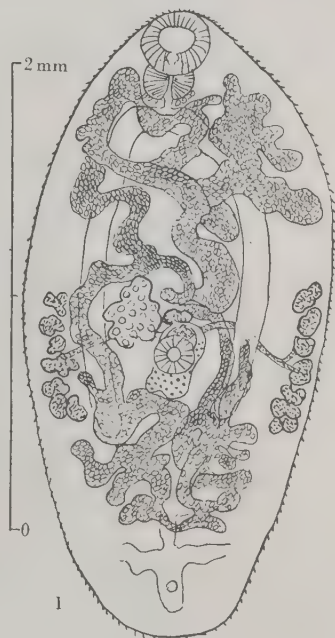
Intestin plus ou moins en fer à cheval, atteignant la limite postérieure du deuxième tiers de la longueur ou pénétrant un peu dans

(1) Le nombre des individus récoltés a été évalué à environ 600 par le Dr P.-C. Morel.

le dernier tiers. Les branches intestinales laissent un large espace entre leur bord externe et les bords latéraux du corps. Le parenchyme remplissant le corps apparaît clairement formé de cellules étoilées à rayons ramifiés.

Un seul testicule, sacciforme, un peu plus long que large, médian, très faiblement lobé, mais émettant deux prolongements antérieurs, situé un peu en arrière de la mi-longueur du corps, en partie dor-

FIG. 1. — *Renicola monorchis* n. sp. des reins de *Necrosyrtes monachus* (Temminck), Hann (Sénégal), P. C. Morel leg., 27-4-1955. Habitus à un faible grossissement d'un individu vu par la face ventrale.



sal à la ventouse ventrale, en partie en arrière. De chacune des cornes antérieures du testicule part un gros spermiducte qui se rétrécit rapidement et s'avance en avant de la ventouse ventrale. Les deux spermiductes pénètrent en un même point d'une grosse vésicule séminale externe, globuleuse, submédiane. De celle-ci part un fin canal éjaculateur pénétrant dans une fausse poche du cirre, arquée, un peu en forme de banane, appliquée contre le bord antérieur et une partie du bord gauche de la vésicule. Cette fausse poche du cirre est un atrium génital, qui s'ouvre par un gros orifice un



FIG. 2. — Individu à utérus et vitellogènes  
peu développés, vu par la face dorsale



peu ventousiforme, submédian, situé contre le bord antérieur ou contre le bord gauche de la vésicule ou en avant. Le canal éjaculateur et l'atrium sont environnés de grosses glandes prostatiques, plus ou moins nombreuses selon les individus.

Ovaire ayant son milieu au niveau de la mi-longueur du corps, de forme irrégulièrement lobée ; il touche le cæcum droit en dehors, le spermiducte droit en dedans. Vitellogènes constitués par environ 6 à 10 gros follicules de forme irrégulière, extracæcaux, répandus dans le tiers moyen de la longueur du corps, en avant et en arrière du niveau de la ventouse ventrale. Vitellobductes transverses passant dorsalement à l'intestin au niveau de la mi-longueur du corps ou à peu près (le droit dorsal par rapport à l'ovaire), s'unissant en

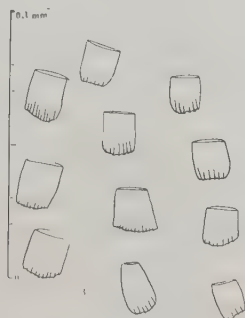


FIG. 3. — Ecailles cuticulaires, face ventrale

un réservoir vitellin médian, immédiatement en avant du bord antérieur de la ventouse ventrale. Le vitellobducte impair qui en part est très court et rejoint l'oviducte après que celui-ci a reçu le court canal évacuateur du *receptaculum seminis*. Ce dernier, un peu piri-forme, est médian et très petit. L'oviducte, après son confluent avec le vitellobducte, devient utérus. Les follicules de la glande de Mehlis environnent l'oviducte, le *receptaculum seminis* et le départ de l'utérus. Il n'y a pas de canal de Laurer. Les sinuosités utérines se répandent antérieurement jusqu'au pharynx ; postérieurement, elles n'envahissent pas le dernier 6<sup>e</sup> ou le dernier 7<sup>e</sup> de la longueur du corps ; latéralement, elles ne dépassent pas les vitellogènes. L'aboutissement à l'atrium génital a lieu sans métraterme.

Les œufs, très petits, très nombreux, à coque mince, ne présentent aucun caractère particulier.

La vessie excrétrice s'ouvre ventralement à une petite distance de l'extrémité postérieure ; elle s'étend assez loin antérieurement en émettant quelques grosses branches latérales irrégulières plus ou moins perpendiculaires au tronc principal.

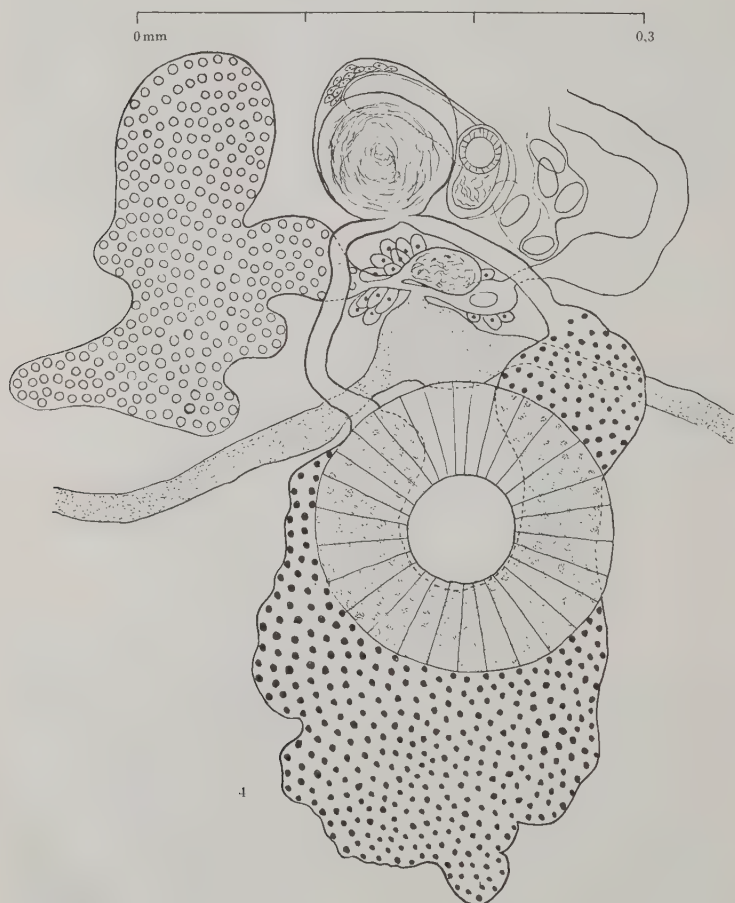
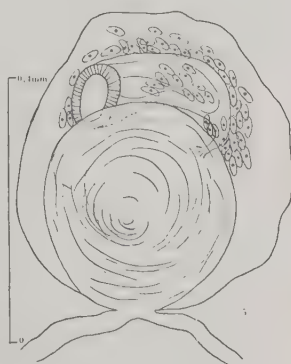


FIG. 4. — Carrefour génital vu par la face ventrale. Entre le réservoir vitellin et la vésicule séminale globuleuse, entre les deux spermiductes, se trouve un petit *receptaculum seminis*. Figure non schématique.

## DIMENSIONS DE TROIS SPÉCIMENS EN MM. :

Longueur .....	2,65	2,8	4,0
Largeur .....	1,35	1,3	2,0
Ventouse orale .....	0,294	0,315	0,341
Ventouse ventrale ....	0,205	0,205	0,214
Pharynx .....	0,170 × 0,195	0,153	0,180 × 0,225
Œsophage .....	0,026	0,256	0,056
Testicule .....	0,180 × 0,174	0,190 × 0,170	0,263 × 0,278
Ovaire .....	0,200 × 0,170	0,220 × 0,190	0,415 × 0,225
Vésicule séminale ....	0,077	0,112	0,112
Œufs (μ) .....	30,4 × 16,6 à 32 × 16,0	31-33 × 16,6	33,5 × 18

FIG. 5. — Autre aspect de la vésicule séminale, chez un autre individu vu par la face dorsale.



## Discussion

Cette espèce appartient évidemment à la famille *Renicolidae* R.-Ph. Dollfus 1939 et au genre *Renicola* L. Cohn 1903, malgré son testicule unique, résultat de la coalescence de deux testicules comme le montrent la présence de deux spermiductes et sa forme bicornue.

Le nombre des espèces du genre s'est un peu accru depuis les listes données par l'un de nous (voir R.-Ph. Dollfus, 1946, pp. 54-62) et par K. I. Skrjabin (1947, pp. 261-277).

Des additions et considérations sur le genre ont été publiées par Mme Irène Bychovskaya-Pavlovskaya (1950, 1953), J. Timon-David (1953 *a*, 1953 *b*), A. McIntosh et M. M. Farr (1952), Ed. Caballero (1953), C. A. Wright (1953, 1954 *a*, 1954 *b*).

Nous avons consulté l'ensemble des publications sur *Renicola* dont nous avons eu connaissance. Nous n'avons trouvé aucune description qui soit compatible avec notre espèce monorchide ; nous considérons donc celle-ci comme nouvelle et nous la nommons *Renicola monorchis* n. sp.

### RÉSUMÉ

Nous décrivons une espèce nouvelle de *Renicola* découverte dans les reins d'un *Necrosyrtes monachus* (Temminck), au Sénégal, par le Docteur Vétérinaire Pierre-Claude Morel (1). Cette espèce présente un *receptaculum seminis*, organe rarement observé chez les *Renicola* ; elle est remarquable par son unique testicule.

### BIBLIOGRAPHIE

Pour une bibliographie détaillée des *Renicola*, on se reportera aux index bibliographiques des publications de R.-Ph. DOLLFUS (1946), K. I. SKRJABIN (1947), J. TIMON-DAVID (1953 b).

- BYCHOVSKAYA-PAVLOVSKAYA (Irène), 1950. — New species of kidney parasites belonging to the genus *Renicola*, occurring in Birds. *Doklady Acad. Sciences U.R.S.S.*, t. LXXI, n° 2, 1950, p. 415-416, fig. 1-2.
- 1953. La faune des Trématodes d'Oiseaux de Sibérie occidentale et sa dynamique. *Parazitologitcheski Sbornik*, Moscou-Léningrad, t. XV, 1953, p. 5-116, fig. 1-67.
- CABALLERO Y C. (Edoardo), 1953. — Helminths from the Republic of Panama, VI. A new trematode of the family *Renicolidae* Dollfus 1939. *Thapar Commemoration Volume*, 1953, p. 25-30, fig. 1-3.
- DOLLFUS (Robert-Ph.), 1946. — Sur un Distome du genre *Tamerlania* K. I. Skrjabin 1924 avec un catalogue des Trématodes des reins d'Oiseaux. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, t. XXI, n° 1-2, 1946, p. 25-73, fig. 1-17.
- MC INTOSH (Allen) & FARR (M. M.), 1952. — *Renicola brantæ* n. sp. from the kidney of the Canada goose, *Branta canadensis* (Linnaeus 1758). *Journ. of Parasitology*, vol. XXXVIII, n° 4, section 2 (supplément), August 1952, p. 35-36.
- SKRJABIN (Konstantin Ivanovitch), 1947. — Trématodes des animaux et de l'homme. Les bases de la Trématodologie, t. I. *Publication de l'Académie des Sciences de l'U.R.S.S.*, Moscou, 1947, p. 1-515, fig. 1-220.

(1) Nous remercions le Dr P.-C. Morel de nous avoir communiqué cet intéressant matériel.

- TIMON-DAVID (Jean), 1953 *a.* — Un *Renicola* nouveau chez la Pie, *Renicola bre-tensis*, nov. sp. (Trematoda, Rencolidæ). *Bull. Soc. Zoologique de France*, t. LXXVII, n° 5-6, paru le 15 mars 1953, p. 504-511.
- 1953 *b.* Recherches sur les Trématodes de la Pie en Provence. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, t. XXVIII, n° 4, 3 novembre 1953, p. 247-288, fig. 1-27.
- WRIGHT (C. A.), 1953. — Probable relationship between the *Rhodomitopa* group of cercariæ and the trematode genus *Renicola* Cohn. *Nature*, London, t. CLXXI, n° 4.363, 13 juin 1953, p. 1072-1073.
- 1954 *a.* Trematodes of the genus *Renicola* from birds in British zoos with descriptions of two new species. *Proceed. Zoolog. Soc. London*, t. CXXIV, part. 1, May 1954, p. 51-61, fig. 1-20.
- 1954 *b.* Trematodes of the genus « *Renicola* » from the kidneys of birds in Brazil. *Revista Brasileira de Biologia*, vol. XIV, n° 1, Abril 1954, p. 61-64, fig. 1-4.

*Laboratoire d'Helminthologie coloniale et de Parasitologie comparée*  
*Museum National d'Histoire Naturelle, Paris*  
*et Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Lille*

---

MAINTIEN DU GENRE *BOTHRIOPHORON*  
Stiles et Goldberger, 1910, ET VALEUR DE L'ESPÈCE  
*PARAMPHISTOMUM BOTHRIOPHORON*, (Braun, 1892)  
Fischoeder, 1901, (*TREMATODA, PARAMPHISTOMATIDÆ*)  
PARASITE DU RETICULUM DU ZEBU MALGACHE

Par Simon GRETILLAT

Au mois de juillet 1957, notre confrère le Dr Arnaud nous soumet pour identification cinq exemplaires d'un Trématode *Paramphistomatidæ* qu'il a prélevés dans les réservoirs gastriques d'une vache autopsiée à la ferme de Marololo (Lac Alaotra).

Un examen sommaire de ces vers nous permet de voir tout de suite qu'il ne s'agit pas de *Paramphistomum cervi* (Schränk, 1790), ni de *Carmynerius dollfusi* Golvan, Chabaud et Grétilat, 1957, parasites très communs chez les bovidés malgaches.

Cet *Amphistomata* présente sur sa face ventrale un vaste atrium génital circonscrit par un puissant anneau musculaire.

Les coupes histologiques longitudinales et transversales, colorées à l'hémalun-éosine, seul moyen d'étudier correctement de tels Helminthes, montrent que ce Trématode appartient à la famille des *Paramphistomatidæ* Fischoeder, 1901. La présence d'un atrium génital bordé à l'extérieur par un sphincter et ne possédant pas la structure d'une ventouse ne permet pas de rattacher ce Trématode au genre *Cotylophoron* Stiles et Goldberger, 1910.

Les études et révisions successives faites par différents auteurs sur la famille des *Paramphistomatoidea* font qu'il existe à l'heure actuelle une grande confusion dans ce groupe.

Nous pouvons considérer cependant que les spécimens que nous avons étudiés sur coupes histologiques appartiennent à l'espèce *Paramphistomum bothriophoron* (Braun, 1892) Fischoeder, 1901.

Cette espèce, nettement différente de *P. cervi*, est un parasite des réservoirs gastriques du zébu.



De nombreux prélèvements opérés aux abattoirs de Tananarive et en brousse, dans la région de Majunga, montrent que ce Trématode vit à l'état adulte fixé au fond des mailles du réticulum.

En 1896, Braun décrit *Amphistomum bothriophoron* à partir de quatre exemplaires prélevés sur un zébu par F. Sikora à Tananarive. Plus tard, en 1896, Otto fait une étude anatomo-histologique assez sommaire de cette espèce.

En 1901, 1902, 1903 et 1904, Fiscoeder, au cours de son beau travail sur les *Paramphistomatidae*, décrit *Paramphistomum bothriophoron* à partir des types déposés par Braun au Zool Museum von Königsberg. Il donne une bonne description de l'espèce ; cependant, certains caractères lui échappent, sans doute en raison du mauvais état de conservation du matériel.

Stiles et Goldberger, en 1910, estimant que l'existence d'un aussi vaste atrium génital chez un *Paramphistomatidae* est un caractère générique, créent le genre *Bothriophoron* et prennent *P. bothriophoron* comme espèce-type. « Ventral chamber of genital atrium very large. » Ils décrivent dans le même travail *P. papilligerum* n. sp. qu'ils rangent dans le même genre. La distinction entre ces deux espèces est basée sur la structure histologique de l'atrium génital. « In *P. papilligerum* the genital chamber is papillated and the genital pore is without a sphincter. »

L'hôte de *P. papilligerum* est donné comme *Cervus eldii*, mais le pays d'origine n'est pas indiqué par les auteurs.

A la suite de ce travail, *P. bothriophoron* ne devait pas tarder à tomber en synonymie avec *P. cervi*.

Maplestone, en 1923, dans sa révision de la famille des *Amphistomata*, ne tenant aucun compte des caractères donnés par Fiscoeder, prétend que la présence d'une chambre génitale de grandes dimensions sur certains spécimens peut être le résultat d'une forte contraction de la tunique musculaire longitudinale de la *pars muscularosa*, en même temps que peuvent apparaître des replis tégumentaires simulant des papilles et un sphincter génital !

Il est vraisemblable que cet auteur n'a pas examiné en détail le matériel que Fiscoeder avait utilisé pour sa description, sinon, de bonne foi, son opinion aurait été tout autre.

Stunkard, en 1929, sans avancer de pareils arguments, adopte l'opinion de Maplestone et accepte la synonymie avec *P. cervi*.

Ben Dawes (1936) admet lui aussi la décision de Maplestone et écrit : « Très souvent, les spécimens non colorés, conservés dans l'alcool, présentent une grande variabilité dans la conformation de la ventouse et de l'atrium génitaux. Dans certains spécimens,

« la ventouse est complètement rétractée à l'intérieur du corps,  
« un petit orifice demeurant seulement visible ; chez d'autres spé-  
« cimens, la ventouse génitale saille considérablement sur la sur-  
« face ventrale du corps et la papille génitale se projette bien au-  
« delà des limites de la ventouse génitale. »

Quant à Travassos (1934), il accepte lui aussi la synonymie avec *P. cervi*.

Deux auteurs, par contre, Fukui (1929) et Näsmark (1937), considèrent *P. bothriophoron* comme une véritable espèce. Fukui écrit à ce sujet : « *Paramphistomum bothriophoron* was put as synonymous with *P. cervi* by Maplestone, but the genital atrium is so different in them that I cannot agree with him. »

Quant à Näsmark, qui a pu étudier, après l'avoir sectionné, un des très rares spécimens originaux du Zoolog. Museum de Königsberg, il reconnaît la valeur des descriptions de Braun et de Fiscoeder et donne tort à Maplestone pour avoir établi des synonymies à l'aide de conclusions un peu trop hâtives.

Au sujet du genre *Bothriophoron*, cet auteur écrit : « The species is clearly distinct from every other Paramphistomide in its enormously developed ventral atrium of *Bothriophoron* type, which latter has a comparable counterpart in the *Gastrothylax synethes* alone. »

L'abondance du matériel dont nous disposons nous ayant permis de faire de nombreuses coupes histologiques de ce Trématode, nous pensons qu'il est intéressant de refaire en détail la description d'une espèce qui a fait l'objet de tant de controverses et qui est encore considérée par beaucoup de taxonomistes comme synonyme de *P. cervi*.

Treize exemplaires adultes et sept exemplaires immatures ont été examinés et étudiés en coupes séries transversales et longitudinales, de sorte que les dimensions que nous donnons pour les divers organes sont des chiffres moyens.

\*  
\*\*

Tous nos remerciements vont à M. le Professeur Chabaud, de la Faculté de Médecine de Paris, qui nous a procuré pour notre bibliographie certains articles dont il nous était impossible d'avoir les microfilms.

\*  
\*\*

## Description

Corps long de 0,5 mm. à 0,7 mm., piriforme, de couleur rose clair dans sa partie médiane et rouge à ses deux extrémités (sur les spécimens fraîchement prélevés). Section du corps à peu près circulaire, dont les dimensions sont environ de 2,8 mm. pour le dia-

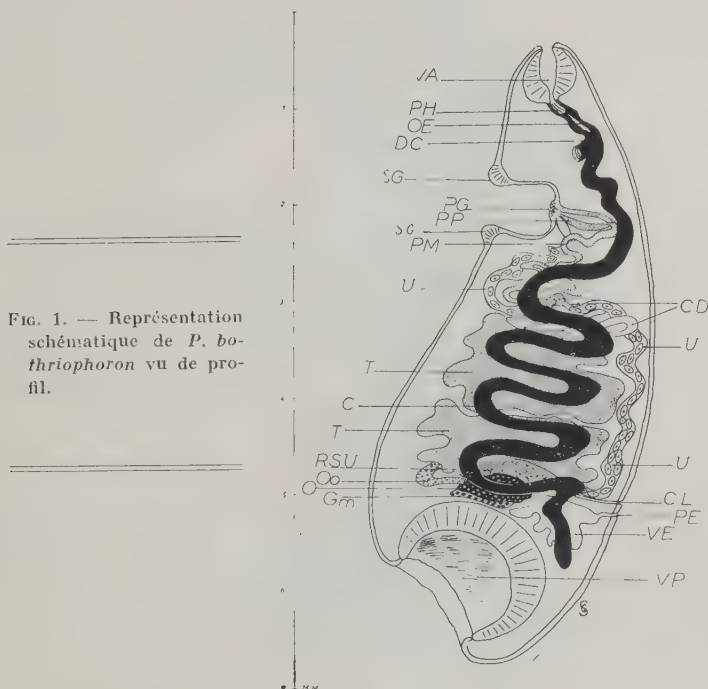


FIG. 1. — Représentation schématique de *P. bothriophoron* vu de profil.

mètre latéro-latéral et 2,3 mm. pour l'antéro-postérieur. Le ver présente son plus grand diamètre à la limite entre les 3/5 et 4/5 du corps.

**Ventouse antérieure :** Globuleuse, longueur : 580  $\mu$ , largeur : 570  $\mu$ , très fortement musclée et ayant une paroi de 240  $\mu$  à sa plus grande épaisseur (fig. n° III). L'orifice de la ventouse orale est sensiblement terminal et entouré de papilles cuticulaires foliacées de 18 à 20  $\mu$  de haut et disposées suivant 18 à 20 rangées circulaires.

*Ventouse postérieure* : Puissante, très fortement musclée et inclinée à  $45^\circ$  par rapport à l'axe longitudinal du corps. Sensiblement ronde, diamètre :  $1.550 \mu$ . Hauteur :  $940 \mu$ . Paroi de la ventouse :  $320 \mu$  à l'endroit de sa plus grande épaisseur.

*Sphincter génital et atrium génital* : Bord supérieur de l'atrium génital situé à  $1.100 \mu$  à  $1.200 \mu$  de l'orifice buccal. Atrium génital vaste placé en position ventrale, sensiblement au  $1/4$  de la longueur

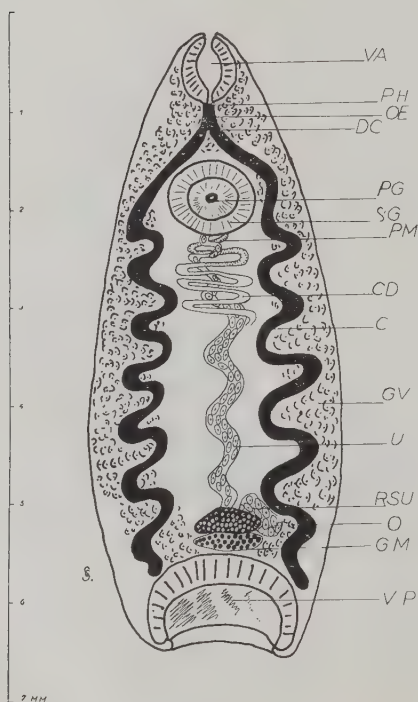


FIG. 2. — Représentation schématique de *P. bothriophoron* vu de face.

du corps, et perpendiculaire à l'axe du ver. Anneau musculaire (fig. IV et fig. II) composé de fibres circulaires, commandant la sortie d'une large poche génitale sensiblement cylindrique, dont la paroi a une structure analogue à celle du corps. Épaisseur du sphincter :  $130$  à  $140 \mu$ .

*Atrium génital* : Diamètre :  $450 \mu$ . Profondeur :  $640 \mu$  environ.

Dans le fond de cette poche génitale, qui est sensiblement cylindrique, s'ouvre un pore génital circonscrit par un anneau muscu-

laire de  $300\ \mu$  de diamètre externe et dont les parois musculaires en forme de lèvres ont environ  $70\ \mu$  à leur plus grande épaisseur.

*Parois du corps* : Paroi ventrale plus épaisse ( $100\ \mu$  environ) que la paroi dorsale ( $60\ \mu$ ). Après coloration par l'hémalun-éosine, on distingue deux couches : l'une externe colorée en violet, l'autre

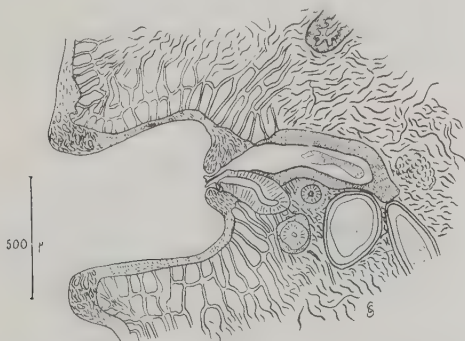
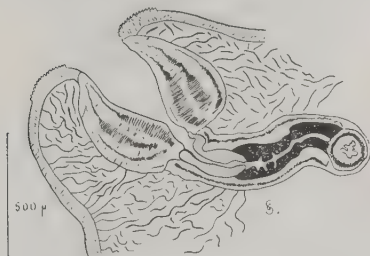


FIG. 3. Coupe au niveau de l'atrium génital



de la ventouse orale et de l'œsophage  
FIG. 4. — Coupe au niveau

interne qui se colore en rose plus ou moins pâle (Fischöeder donne  $220$  à  $227\ \mu$  comme épaisseur de la cuticule, sans doute par suite du degré de contraction des spécimens qu'il a étudiés).

*Tube digestif* : A la ventouse orale fait suite un organe sensiblement cylindrique, nettement individualisé, de  $260\ \mu$  de longueur sur  $116\ \mu$  de diamètre environ, qui ne peut être assimilé à un pharynx, puisqu'il est exempt de fibres musculaires, et que nous appellerons.

par commodité, « organe préœsophagien ». Il se colore en orange par l'hémalum-éosine et se continue par un œsophage long d'environ 600  $\mu$ , qui se termine au niveau de la division cœcale, de 200  $\mu$  de diamètre environ.

Cette division cœcale donne naissance à deux cœca, qui se dirigent tout d'abord vers la partie dorsale, gagnent ensuite les parties latérales du ver et se terminent en position subdorsale au niveau de la partie moyenne de la ventouse postérieure, dans le cul-de-sac formé par la paroi de cette ventouse et la cuticule externe du corps

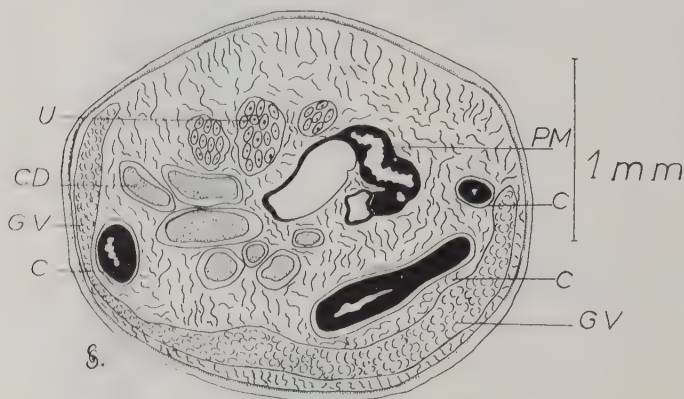


Fig. 5. — Coupe histologique transversale au niveau du tiers antérieur du corps

du Trématode. Ces deux cœca, très longs et très sinueux, présentent au cours de leur trajet des anses dont certaines portions ont une direction perpendiculaire à l'axe longitudinal du ver (fig. I).

*Appareil génital mâle* : Les deux testicules, fortement lobés et plus grands ou égaux à la ventouse postérieure, sont situés l'un au-dessus de l'autre.

*Dimensions* : Testicule antérieur (approximativement, diamètre antéro-postérieur : 1.750  $\mu$  environ, épaisseur : 670  $\mu$  environ. Testicule postérieur (approximativement), diamètre antéro-postérieur : 1.200  $\mu$ , épaisseur : 420  $\mu$ . Le pôle supérieur du testicule antérieur se trouve à peu près à la limite entre les 2/5 et 3/5 du corps. Contigus dans leur partie inférieure et supérieure, les testicules s'appuient postérieurement à la paroi dorsale du ver, alors que le tes-



ticule inférieur a son pôle postérieur en contact avec l'ovaire, la glande de Mehlis, la vésicule excrétrice et le *receptaculum seminis uterinum*.

Les canaux déférents naissent dans les parties moyennes des testicules. Ils se dirigent vers la partie antérieure du ver et en position médiane, pour s'unir en un canal unique très sinueux et de large diamètre au niveau du bord supérieur du testicule antérieur.

Ce canal serait, suivant le vocabulaire utilisé par Fiscoeder (1903), la vésicule séminale entourée d'un manchon musculaire d'épaisseur variable, la *pars musculosa*.

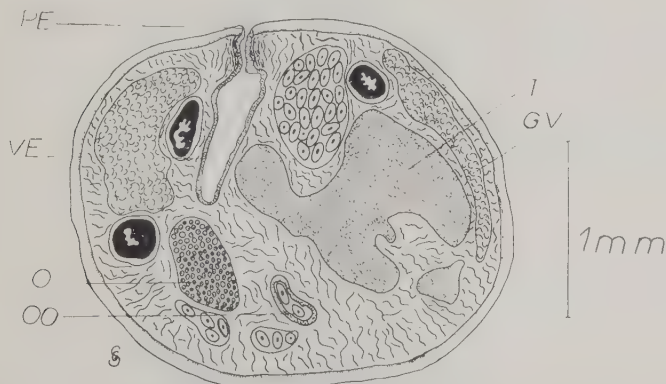


Fig. 6. — Coupe histologique transversale au niveau du pore excréteur

Cette *pars musculosa* est représentée par deux portions, l'une dirigée d'avant en arrière et faisant suite aux canaux déférents, l'autre circonvolutionnée, dirigée vers la partie antérieure du ver et beaucoup plus longue. La première portion a une longueur de 600  $\mu$  environ et son diamètre varie de 180 à 200  $\mu$ . Sa paroi a une épaisseur de 40 à 45  $\mu$  et est composée de trois couches : une couche papillaire interne, une couche musculaire moyenne à fibres circulaires, une couche musculaire externe à fibres longitudinales.

La partie circonvolutionnée de la vésicule séminale a une longueur de 2 à 2,5 mm. et un diamètre de 150 à 200  $\mu$ . Elle est entourée d'un manchon musculaire de faible épaisseur, 20 à 25  $\mu$  environ.

A son extrémité antérieure, la vésicule séminale débouche dans le canal éjaculateur, dont elle est séparée par une valvule de 130  $\mu$  de diamètre, formée par une expansion annulaire de la *pars musculosa* et s'ouvrant sous la pression du sperme.

Le canal éjaculateur rectiligne, de 600  $\mu$  de longueur environ, entouré par une *pars prostatica* de 500  $\mu$  de long, se termine par un pénis de 30 à 35  $\mu$  de longueur, situé immédiatement au-dessus du canal hermaphrodite, dont la longueur est d'environ 35  $\mu$ .

*Appareil génital femelle* : Un seul ovaire arrondi, légèrement aplati dorso-ventralement, placé en position médiane sous le testi-

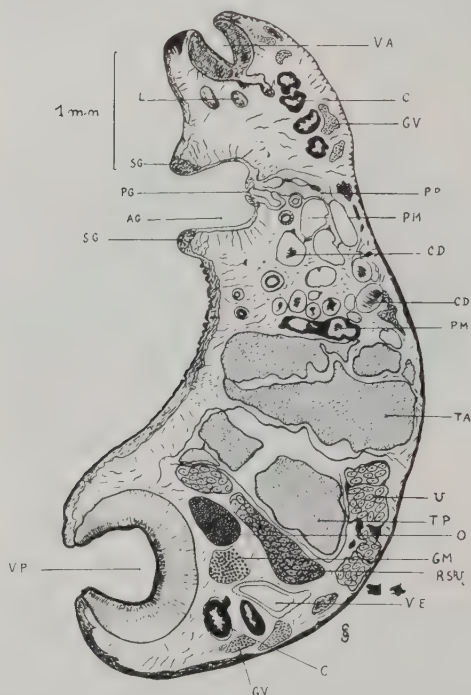


FIG. 7. — Coupe histologique longitudinale passant par le pore génital

cule inférieur et sur le plafond de la ventouse postérieure. Diamètre : 600  $\mu$ , épaisseur : 380  $\mu$ .

L'oviducte débouche au pôle postérieur de l'ovaire ; il est légèrement sinueux, pour atteindre le pôle postérieur de la glande de Mehlis placée un peu en-dessous de l'ovaire et à côté. Cette glande presque sphérique a environ 450 à 500  $\mu$  de diamètre.

L'ootype qui lui fait suite est légèrement sinueux et se continue par les premières circonvolutions utérines situées tout contre le plafond de la ventouse postérieure et en position ventrale. Puis, l'utérus se coude vers l'arrière pour former un renflement volumineux, dirigé d'avant en arrière, sensiblement dans le même plan que l'ovaire et la glande de Mehlis et placé à côté d'eux. Dans cette poche utérine, on trouve un grand nombre d'œufs en même temps que des amas importants de spermatozoïdes. Cette portion de l'utérus peut être assimilée à un *receptaculum seminis uterinum* (fig. nos I, II, VII).

Ayant atteint la paroi dorsale du ver sensiblement en position médiane, l'utérus remonte en position dorsale vers la partie antérieure du Trématode et juste en arrière des testicules. Arrivé au niveau du bord supérieur du testicule antérieur, il s'incline en avant pour s'appuyer sur la face supérieure de cette glande. Tout en restant en position antérieure, il mêle ses circonvolutions à celles des canaux déférents et de la *pars muscosa* pour aboutir au pore génital, au-dessous de la *pars prostatica*, par un conduit pourvu d'une tunique musculaire.

*Œuf* : A partir de pontes artificielles faites en eau physiologique, nous avons pu faire quelques mensurations et obtenir l'incubation de l'œuf jusqu'au miracidium. La technique que nous avons utilisée pour les pontes artificielles est celle préconisée par Timon-David (1955) (eau physiologique à 9 ‰, puis eau de source).

Les œufs de *P. bothriophoron* ont une coque mince et claire. De forme ovale, leur intérieur est occupé par un massif de cellules vitellines claires, groupées en amas autour d'un centre germinatif constitué par trois à cinq cellules se détachant nettement du reste de l'œuf par leur coloration plus foncée. Les dimensions de l'œuf sont les suivantes : longueur : 135 à 152  $\mu$ , largeur : 68 à 74  $\mu$ , diamètre de l'opercule : 20 à 22  $\mu$ , hauteur de l'opercule : 4 à 5  $\mu$ .

A 27-29°, l'incubation de l'œuf a lieu en 13 à 15 jours et il donne naissance à un miracidium très mobile, dont la durée de survie est d'environ 18 heures, à 27-29°.

Au repos, la partie antérieure du miracidium, une fois et demie plus large que la partie postérieure, présente un renflement annulaire bordé par une collerette très fortement ciliée. Les parois du corps sont formées par des cellules cuticulaires aplaties, ciliées et disposées en cinq rangées circulaires.

L'intérieur du miracidium est occupé par des cellules groupées en amas. Le groupe antérieur très dense occupe le tiers antérieur et la partie centrale du corps, alors que le groupe postérieur pré-

sente une vingtaine de noyaux dispersés dans le tiers postérieur du corps.

*Glandes vitellogènes* : Groupées en amas, elles sont situées dans la partie moyenne du corps, entre les anses des cæca et les parois latérales du corps. Antérieurement et postérieurement, elles se rejoignent pour occuper une position dorsale. Elles atteignent en avant la partie moyenne de la ventouse orale et postérieurement ne dépassent pas la terminaison des culs-de-sac cæcaux.

*Canal de Laurer* : A trajet presque rectiligne et débouchant un peu en-dessus de l'orifice du canal excréteur.

*Système excréteur* : Vessie excrétrice très diverticulée, d'assez grandes dimensions et située en position postérieure en arrière de l'ovaire, de la glande de Mehlis et du *receptaculum seminis uterinum* ; elle est placée entre la paroi postérieure du corps et les parois latéro-postérieures de la ventouse postérieure. Ses diverticules les plus bas voisinent avec les dernières anses cæcales et avec les amas terminaux des glandes vitellogènes placés en position dorsale.

Le canal excréteur est court et se termine par le pore excréteur placé en position médiane, un peu au-dessous de l'orifice du canal de Laurer.

*Système lymphatique* : Deux troncs longitudinaux circonvolutionnés, partant de la ventouse antérieure et se terminant au niveau de la ventouse postérieure.

#### HÔTE :

*Bos indicus*, dans les mailles du réticulum à l'état adulte ou jeune.

#### RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE :

Madagascar, Région du Lac Alaotra, Majunga, Port-Bergé, et Nord-Ouest de l'île.

Plésiotypes dans les collections du Laboratoire Central de l'Élevage à Tananarive et celles de l'Institut de la Recherche Scientifique à Madagascar à Tananarive.

#### Discussion

Nous avons pu constater, sur des centaines de *P. bothriophoron* prélevés aux abattoirs de Tananarive et de Majunga, la présence constante d'un atrium génital de grandes dimensions, bordé par un

sphincter puissant, sans que l'on puisse rapporter l'existence de cette poche génitale au résultat de la contraction de la tunique longitudinale de la *pars muscosa*, comme le prétend Maplestone.

Comme autre différence avec les autres *Paramphistomum*, *P. bothriophoron* présente cet organe que nous avons appelé « organe préœsophagien ». Les dimensions du miracidium de *P. bothriophoron* contribuent aussi à le séparer de *P. cervi* et de *P. microbothrium* et à lui donner la valeur d'une véritable espèce.

	<i>P. bothriophoron</i>	<i>P. cervi</i>	<i>P. microbothrium</i>
atrium génital	grandes dimensions 640 × 450 μ	inexistant	petites dimensions 40 × 30 μ
sphincter génital	épaisseur 130 μ	inexistant	très mince
organe pré-œsophagien	existence	inexistant	inexistant
miracidium	L : 165-180 μ l : 58-70 μ	L : 200-225 μ l : 65-70 μ	L : 228-294 μ l : 68-81 μ (Dinnik 1954)

Les dimensions du miracidium que nous donnons pour *P. cervi* sont celles que nous avons obtenues au Laboratoire à partir d'œufs pondus par des Trématodes prélevés aux abattoirs de Tananarive.

Travassos (1934) donne pour le genre *Paramphistomum* la définition suivante : « *Paramphistomatidæ*, *Paramphistomatinae*. Corps piriforme sans bourse ventrale. Acétabulum grand. Ventouse orale sans diverticules. Œsophage sans pharynx différencié. Cæcum large et sinueux, s'étendant jusqu'à la zone acétabulaire. Vésicule séminale pelotonnée, fortement développée. Testicules lobés ou arrondis, avec champs coïncidant complètement ou partiellement, ou rarement parallèles, et zones en contact ou en coïncidence. Ovaire post-testiculaire. Canal de Laurer et spermathèque présents. Utérus pré-ovarien, dorsal. Vitellogènes constitués par des follicules nombreux dans l'aire extra-cæcale et cæcale, depuis la zone de la ventouse

antérieure jusqu'à la zone acétabulaire. Système lymphatique constitué par une paire de troncs longitudinaux. »

Nous pensons que si *P. bothriophoron* possède quelques-uns de ces caractères, il en présente certains qui ne le rattachent pas au genre *Paramphistomum* : atrium génital de très grandes dimensions avec présence d'un sphincter puissant en bordure de l'orifice de cet atrium. Existence d'un organe cylindrique non musculaire entre la ventouse orale et le début de l'œsophage, qu'on ne peut rattacher à un pharynx et que nous avons appelé « organe pré-œsophagien ».

En conséquence, nous proposons pour cette espèce le maintien du genre *Bothriophoron* créé par Stiles et Goldberger en 1910 avec *P. bothriophoron* comme espèce-type.

### RÉSUMÉ

Nous avons redécrit une espèce de *Paramphistomatidæ*, *P. bothriophoron* (Braun, 1892) Fiscoeder, 1901, tombée en synonymie avec *P. cervi*, et nous proposons pour elle le maintien du genre *Bothriophoron* Stiles et Goldberger, 1910.

Ce Trématode, parasite des réservoirs gastriques des bovidés malgaches, est une espèce localisée au réticulum.

Au moment de mettre sous presse, nous apprenons par le Dr J. A. Dinnick, de l'East African Veterinary Research Organization de Muguga (Kenya), que cet auteur a trouvé *P. bothriophoron*, en août 1950, chez une chèvre et un mouton abattus aux abattoirs de Nairobi (Kenya). Les coupes histologiques que cet auteur a eu la gentillesse de nous communiquer correspondent bien à des formes immatures de *P. bothriophoron*. Depuis la date de cette trouvaille d'abattoir, ce Trématode n'a pas été retrouvé au Kenya.

### BIBLIOGRAPHIE

- DAWES (Ben), 1936. — On a collection of *Paramphistomidæ* from Malaya with revision of the Genera *Paramphistomum* Fiscoeder, 1901, and *Gastrothylax* Poirier, 1883. *Parasitology*, XXVIII (3), pp. 330-354.
- DINNICK (J. A.) et DINNICK (N. N.), 1954. — The life cycle of *Paramphistomum microbothrium* Fiscoeder, 1901 (Trematoda, Paramphistomidæ). *Parasitology*, vol. 44, n° 3-4, pp. 285-299.
- FUKUI (T.), 1929. — Studies on Japanese *Amphistomatous* parasites, with revision of the group. *Japanese Jl. Zoolog.*, II (3), p. 219.



- FISCHOEDER (F.), 1901. — Die Paramphistomiden der Säugetiere. *Zoolog. Anzeig.*, XXIV n° 646, pp. 367-375.
- 1902. Die Paramphistomiden der Säugetiere. *Inaug. Dissert. Königsberg*, 59 pp. + 4 fig.
- 1903. Die Paramphistomiden der Säugetiere. *Zoolog. Jahrbücher*, XVII (4), pp. 485-660.
- 1904. Weitere Mitteilungen über Paramphistomiden der Säugetiere *Centralbl. f. Bakt. Parasitenk. u. Infektionsk. I. Abt. Origin.*, XXXV (5), pp. 598-601.
- GOLVAN (Y.), CHABAUD (A.) et GRÉTILLAT (S.), 1957. — *Carmyerius dollfusi* n. sp. (*Trematoda Gastrothylacidæ*), parasite des bovidés à Madagascar. *Ann. Parasit. Hum. Comp.*, XXXI (1-2), pp. 56-70.
- MAPLESTONE (P. A.), 1923. — A revision of the *Amphistomata* of Mammals. *Ann. Trop. Med. and Parasit.*, XVII, p. 181.
- NÅSMARK (Karl E.), 1937. — A revision of the Trematode family Paramphistomidæ. *Inaug. Dissert. Uppsala. Zoologisk Bidrag. Fran. Uppsala*, XVI, pp. 301-566 + 1-104 and pl. I-XIII.
- STILES (C. W.) et GOLDBERGER (J.), 1910. — A study of the Anatomy of *Watsonius* n. g. *watsoni* of man and a nineteen allied species of Mammalian Trematode worms of the superfamily Paramphistomidea. *Treas. Dpt. Pub. Health Marine Hosp. Serv. Hygienic Laboratory Bull.*, n° 60 (U.S.A.), 264 pp. + fig. 1-205.
- STUNKARD (H. W.), 1929. — The parasitic worms collected by the American Museum of Natural History. *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.*, vol. 58, p. 233.
- TIMON-DAVID (J.), 1955. — Cycle évolutif d'un trématode Cyclocoelidé *Pseudhyphitasmus dollfusi* T.D. 1950. *Ann. Parasit. Hum. Comp.*, XXX (1-2), pp. 43-61.
- TRAVASSOS (L.), 1934. — Synopse dos Paramphistomidea. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, XXIX (1), pp. 19-170, fig. text. 1-80, pl. I-III.

*Laboratoire central de l'Élevage, Service de Parasitologie, Tananarive*

### LÉGENDE DES ABRÉVIATIONS

AG : atrium génital.	PH : organe préœsophagien.
C : cæcum.	PM : pars musculosa.
CD : canal déférent.	PP : pars prostatica.
CL : canal de Laurer.	SG : sphincter génital.
DC : division cæcale.	RSU : receptaculum seminis uterinum.
GM : glande de Mehlis.	T : testicule.
GV : glandes vitellogènes.	TA : testicule antérieur.
L : lymphatique.	TP : testicule postérieur.
O : ovaire.	U : utérus.
OE : œsophage.	VA : ventouse antérieure.
OO : ootype.	VE : vésicule excrétrice.
PE : pore excréteur.	VP : ventouse postérieure.
PG : pore génital.	

TAXONOMIE DE LA FILAIRE *SQUAMOFILARIA SICKI*  
 (Strachan 1957) n. comb. ET PLACE  
 DU GENRE *SQUAMOFILARIA* Schmerling, 1925  
 DANS LA SOUS-FAMILLE *APROCTINÆ* (1)

Par Roy C. ANDERSON et Alain G. CHABAUD

Nous avons pu examiner récemment les types de *Thelazia sicki* Strachan 1957, provenant de la région orbitaire (« eye ») d'un *Otus* sp. du Brésil, et pensons que l'espèce n'est pas un *Thelazia*, mais une Filaire du genre *Squamofilaria* Schmerling 1925.

*SQUAMOFILARIA SICKI* (Strachan 1957) n. comb. (fig. 1-6)

### DESCRIPTION

*Filariidæ* Claus 1845 ; *Aproctinæ* Yorke et Maplestone 1926 ; *Squamofilaria* Schmerling 1925 : Vers de taille moyenne. Cavité buccale grande, à parois épaisses et fortement chitinoïdes, en forme d'entonnoir. Un anneau chitinoïde épais sépare les parois de la capsule buccale de l'extrémité antérieure de l'œsophage. Bouche circulaire, assez grande, entourée d'un faible anneau cuticulaire visible en vue apicale. Quatre paires de papilles céphaliques, les plus postérieures étant les plus grandes. Amphides assez grandes, situées au même niveau que les papilles postérieures. Séparation musculo-glandulaire de l'œsophage inapparente. Cuticule mince, finement striée transversalement.

**Mâle** : (Holotype par désignation secondaire). Longueur : 13 mm. Largeur maxima dans la portion moyenne du corps : 0,39 mm. Diamètre interne maximum de la cavité buccale : 30  $\mu$ , profondeur : 24  $\mu$ . Œsophage long de 0,87 mm. Anneau nerveux, pore excréteur et diérides respectivement à 0,16, 0,20 et 0,23 mm. de l'apex. Extrémité postérieure enroulée sur un tour de spire. Queue courte et

(1) Ce travail a été poursuivi, grâce à une subvention du « National Research Council of Canada ». Nous remercions vivement le Professeur T. W. M. Cameron, qui nous a permis d'examiner les types de *S. sicki*.

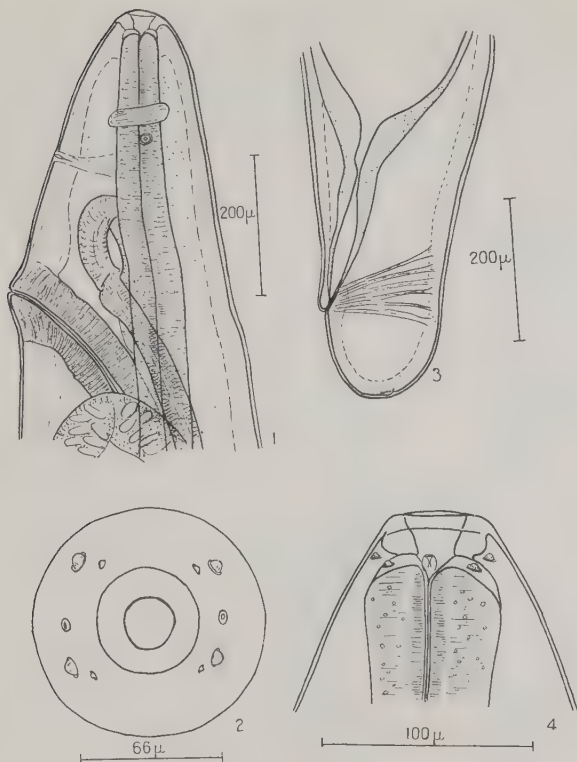


FIG. 1. — Extrémité antérieure de la femelle (allotype)  
vue dorsale

FIG. 2. — Extrémité antérieure de la femelle (paratype)  
vue dorsale

FIG. 3. — Extrémité postérieure de la femelle (allotype)  
vue dorsale

FIG. 4. — Extrémité antérieure du mâle (holotype)  
vue latérale

arrondie avec trois paires de grosses papilles postanales et une paire de phasmides petites et subterminales. Une paire de grosses papilles et une papille impaire médiane en avant de l'anús.

Spicules semblables, subégaux, le droit long de 0,21 mm., le gauche de 0,20 mm. ; leur tête est massive ; leur extrémité distale émoussée, plate et membraneuse.

**Femelle** (Allotype par désignation secondaire). Longueur : 19 mm. Largeur maxima dans la portion moyenne du corps : 0,52 mm. Diamètre interne maximum de la cavité buccale : 30  $\mu$ , profondeur : 20  $\mu$ . Œsophage long de 0,88 mm. Anneau nerveux et diérides respectivement à 0,15 et 0,18 mm. de l'apex. Vulve sur une protubérance bien marquée, à 0,43 mm. de l'extrémité antérieure.

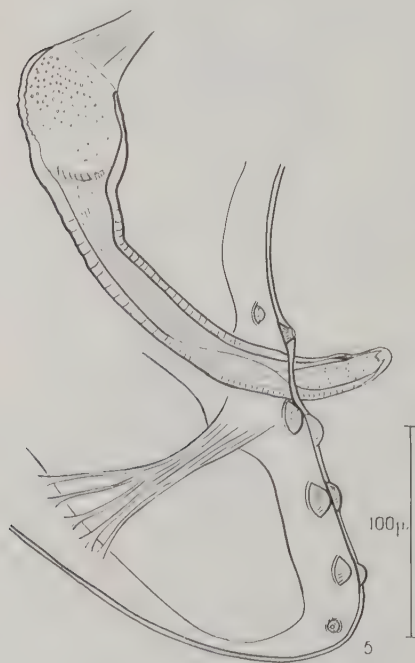


FIG. 5. — Extrémité postérieure du mâle (holotype), vue latérale.

Vagin (long d'environ 1,5 mm. chez la femelle paratype) largement dilaté à la partie moyenne de son trajet. Œufs de  $66 \times 33 \mu$ , allongés, à coque assez épaisse. Queue courte et arrondie avec une paire de petites phasmides terminales. Anus saillant, avec lèvre antérieure surplombante.

*Hôte* : *Otus* sp. (Strigidae).

*Localisation* : Région oculaire.

*Lien d'origine* : Brésil.

*Types* déposés dans la collection helminthologique de l'Institute of Parasitology, Macdonald College, P.Q. (Canada).

## DISCUSSION

I. — Révision du genre *Squamofilaria*

Le genre est créé par Schmerling (1925) pour *Filaria coronata* Rudolphi 1809, parasite des tissus sous-cutanés du cou et de la tête chez *Coracias garrula*.

Yorke et Maplestone (1926) proposent le genre *Coronofilaria* pour de petits vers trouvés dans le tissu sous-cutané de « blue warbler

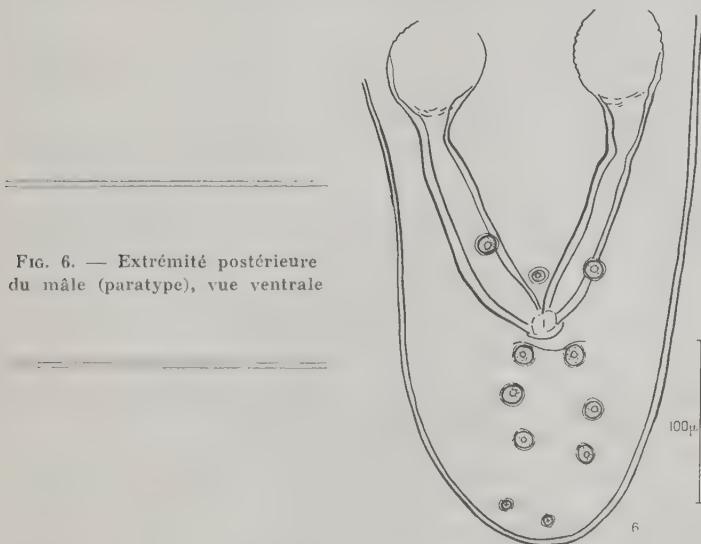


FIG. 6. — Extrémité postérieure du mâle (paratype), vue ventrale

flycatchers » et incluent *F. coronata* dans le genre. En plus de *C. pillersi* et de *F. coronata*, Yorke et Maplestone ajoutent à leur genre *Eucamptus obtusus* Dujardin 1845, parasite du tissu sous-cutané de *Caprimulgus europaeus* (le nom *Eucamptus* était préemployé).

Wehr (1935) et Chabaud et Choquet (1953) considèrent *Coronofilaria* comme synonyme de *Squamofilaria*.

Koroliowa (1926) a signalé *S. coronata* chez *Coracias garrula* en Russie. Boulenger (1926) la redécrit chez le même hôte en Egypte et Baylis (1939) la mentionne toujours chez le même oiseau en Angleterre. Singh (1949) la redécrit à nouveau sur un matériel pro-

venant de *Coracias bengalensis* aux Indes et Vuylsteke (1957) en donne aussi une brève description pour des spécimens récoltés chez *Coracias abyssinica* du Congo Belge.

Chauban (1917) ajoute au genre l'espèce *S. choprai*, parasite d'un « sea tern ».

Personnellement, nous ne pensons pas qu'*Eucamptus obtusus* puisse être actuellement inclue dans le genre *Squamofilaria*, car l'espèce reste trop mal connue pour qu'il soit possible de lui assigner avec certitude une place parmi les différents genres de *Filariidae*. De même, la description de *S. choprai* est confuse et n'est basée que sur un seul spécimen mâle en mauvais état (« ...not in a good condition »). Nous proposons donc de considérer ces deux espèces comme des *Filaria sensu lato*, *S. chopræ* n'étant sûrement pas un *Squamofilaria* et *Eucamptus obtusus* pouvant éventuellement appartenir au genre, mais restant actuellement inclassable.

Une partie essentielle du diagnostic de *Squamofilaria* établi par Schmerling est la présence de très petits tubercules écailleux sur la surface de la cuticule, spécialement sur la surface ventrale de *S. coronata*. Selon Boulenger (1928), la cuticule de *S. coronata* possède « ...occasional small papilla-like bosses, varying much in their development ». Singh (1919), dans sa redescription de *S. coronata*, déclare que le corps est « ...covered with minute cuticular papillae which are more prominent on the male especially on the ventral surface of the post extremity ». Il ne figure pas ces structures. Vuylsteke (1957) déclare seulement que « les squames sont de forme ovale », et son illustration est difficile à interpréter.

Nous n'avons pas trouvé de structures cuticulaires semblables sur les spécimens de *Otus* que nous avons étudiés. Nous pensons, toutefois, que le diagnostic de *Squamofilaria* devrait être modifié de façon à comprendre les espèces dépourvues d'ornementations cuticulaires. Il y a deux raisons à cette suggestion :

1) L'on ne peut guère se fier aux marques cuticulaires comme caractères génériques des Filaires, et il est difficile de croire que l'absence de telles structures est un motif suffisant pour séparer génériquement *S. sicki* de *S. coronata*, car de nombreux points fondamentaux sont communs à ces deux espèces. D'ailleurs, on peut noter des différences entre les descriptions de ces structures, données par Schmerling et Boulenger (1928).

2) Les « corpuscules » décrits par Yorke et Maplestone sur la cuticule de *S. pillersi* suggèrent fortement par leur apparence et leur répartition les noyaux de la ligne latérale et des régions diverses de la musculature somatique. Il est donc possible que *Squamo-*



*filaria* contienne déjà une espèce qui n'a pas les marques cuticulaires décrites par Schmerling. Tous les auteurs précédents (notamment Singh qui a décrit en détail l'extrémité antérieure de *S. coronata*) n'ont pas signalé l'anneau cuticulaire qui sépare la paroi de la cavité buccale de l'œsophage chez *S. sicki*. Il est possible cependant qu'une étude plus poussée démontre l'existence de cette formation chez d'autres espèces.

La description de *Austrofilaria vestibulata* Johnston et Mawson (1940) (génotype) montre que cette espèce appartient aux *Squamofilaria*. La cavité buccale courte et à parois épaisses, la queue du mâle, les spicules subégaux, les œufs allongés à coque épaisse, ainsi que d'autres détails morphologiques, témoignent tous de son affinité avec *Squamofilaria*. Le fait que l'œsophage soit divisé chez cette espèce ne semble pas un motif suffisant pour justifier un genre, parce que ce caractère est souvent peu sûr chez les Filaires, même en tant que caractère spécifique (voir plus bas la discussion de *Lissonema*).

Nous proposons, par conséquent, la synonymie d'*Austrofilaria* et de *Squamofilaria*, et la nouvelle combinaison *S. vestibulata* (Johnston et Mawson 1940) n. comb.

Le genre pourrait être défini de la façon suivante :

*Squamofilaria* Schmerling 1925, amend.

(= *Coronofilaria* Yorke et Maplestone 1926).

(= *Austrofilaria* Johnston et Mawson 1940).

*Filariidæ* Claus 1885 ; *Aproctinae* Yorke et Maplestone 1926 : Vers de taille moyenne, avec une cavité buccale courte, en forme d'entonnoir, entourée d'une épaisse paroi cuticulaire. Stoma bordé d'un anneau cuticulaire large et dilaté, entouré par quatre paires de papilles submédianes, et par deux amphides latérales.

*Femelle* : Vulve s'ouvrant à peu de distance en arrière du milieu de l'œsophage. Œufs allongés, à coque moyennement épaisse. Queue arrondie, d'une longueur à peu près égale à celle de la largeur du corps. Anus proéminent.

*Mâle* : Spicules semblables et égaux. Queue courte et arrondie. Parasites des tissus sous-cutanés ou de la région orbitaire des Oiseaux.

ESPÈCES TYPES : *S. coronata* (Rudolphi 1809) Schmerling 1925, de *Coracias garrula*.

AUTRES ESPÈCES : *S. pillersi* (Yorke et Maplestone 1926) Wehr 1935, de « blue warbler flycatchers » ; *S. vestibulata* (Johnston et Mawson 1940), n. comb. de *Aphelocephala nigricincta* ; *S. sicki* (Strachan 1957), n. comb. de *Otus* sp.

Il est possible de séparer les quatre espèces incluses dans le genre par le tableau dichotomique suivant :

1. Spicules avec tête massive. Trois paires de grosses papilles post-anales ..... *sicki*  
     Spicules sans tête massive. Une seule paire de papilles post-anales, ou bien papilles post-anales non signalées ..... 2
2. Une seule paire de papilles post-anales ..... *coronata*  
     Papilles post-anales non signalées ..... 3
3. Œsophage divisé. Spicules longs de 0,25 mm. .... *vestibulata* ✓  
     Œsophage non divisé. Spicules longs de 0,18-0,20 mm. .... *pillersi*

Bien que *S. coronata* soit généralement trouvé dans les tissus sous-cutanés de la tête et du cou, Boulenger (1928) l'a signalé dans la « conjunctiva » de l'œil. *S. pillersi* a été récolté dans les tissus sous-cutanés. La localisation de *S. vestibulata* chez son hôte n'a pas été précisée.

L'on peut donc se demander si *S. sicki* ne se trouve pas aussi dans les tissus sous-cutanés du cou et de la tête. Les *Squamofilaria* produisent des œufs avec des coques bien formées, et ceux-ci atteignent probablement le milieu extérieur. Il est possible que ces vers migrent habituellement des tissus sous-cutanés du cou et de la tête jusque dans l'orbite. Ils pourraient ainsi pondre dans l'orbite et, de là, les œufs pourraient être expulsés par voie intestinale, comme ceux d'*Oxyspirura* spp. Plusieurs espèces d'*Aprocta* ont été récoltées ailleurs que dans l'orbite ou les cavités nasales : *Aprocta colaptides* Schuurmans-Stekhoven (1952), dans les tissus sous-cutanés ; *A. proctata* Lent et Freitas (1948) et *D. pyrrhuræ* Freitas et Mendonça (1952), dans la cavité abdominale (probablement les sacs aériens). Il est intéressant de trouver dans deux genres étroitement apparentés des espèces habitant les cavités nasales et orbitales, ainsi que les tissus sous-cutanés, et peut-être les sacs aériens de leurs hôtes.

## II. — Place systématique d'*Austrofilaria rhipiduræ*.

*Austrofilaria rhipiduræ* Johnston et Mawson (1952), récolté dans la cavité orbitaire de *Rhipidura leucophrys* d'Australie, est si différent de *Squamofilaria* et des autres genres d'*Aproctinæ*, qu'il sem-

ble nécessiter un genre particulier. La cavité buccale, à parois épaisses, est excessivement longue. Elle est divisée en deux parties, une partie antérieure longue de  $19\ \mu$  et une partie postérieure longue de  $53\ \mu$ . Les deux portions de cette cavité buccale peuvent être homologues, d'une part de la paroi de la cavité, et d'autre part de l'anneau cuticulaire précæsophagien de *S. sicki*. La cavité buccale de *S. vestibulata* semble un peu plus étroite que celle de *S. coronata*, *S. pillersi* et *S. sicki*, et cette forme pourrait représenter un lien entre *Squamofilaria* et l'espèce parasite de *Rhipidura*, mais celle-ci reste très différente. Nous proposons donc le nouveau genre *Mawsonfilaria* n. gen. avec *M. rhipiduræ* (Johnston et Mawson 1952) n. comb. comme type.

### *Mawsonfilaria* n. gen.

*Filariidæ* Claus 1885 ; *Aproctinæ* Yorke et Maplestone 1926 : Vers de taille moyenne. Cavité buccale longue, étroite et s'effilant antérieurement, avec des parois chitinoïdes épaisses, comprenant une portion antérieure courte et une portion postérieure longue. Œsophage divisé en une courte partie musculaire et une longue partie glandulaire. *Femelle* : Vulve située à peu de distance en avant de la jonction œsophago-intestinale. Œufs allongés à coque assez épaisse. Anus subterminal, queue arrondie. *Mâle* : Spicules semblables et égaux. Queue courte et arrondie. Parasites de la région orbitaire des Oiseaux.

ESPÈCE TYPE : *M. rhipiduræ* (Johnston et Mawson 1952), n. comb., parasite de *Rhipidura leucophrys*.

### III. — Affinités de *Squamofilaria* avec les autres genres d'*Aproctinæ*

Les *Aprocta* et les *Squamofilaria* peuvent tous deux se trouver dans la région orbitaire et il est important d'en préciser les rapports. Les deux genres ont beaucoup de points communs, par exemple, la morphologie des spicules, la région caudale des deux sexes, la forme de l'œuf, etc... Le caractère le plus évident pour les séparer réside dans la structure de la cavité buccale, celle-ci étant large et à paroi épaisse dans *Squamofilaria* (comparable en taille et en structure à celle des *Thelazia*) et absente ou très réduite chez *Aprocta*. C'est le caractère employé par Chabaud et Choquet (1953) pour séparer *Squamofilaria* (et *Austrofilaria*) des autres genres d'*Aproctinæ*.

Néanmoins, bien que la cavité buccale soit très petite chez *Aprocta orbitalis* Linstow 1901, *A. turgida* Stossich 1902 et *A. narium* Lins-

low 1901, que nous avons examinés, elle est quelquefois beaucoup plus développée dans d'autres espèces. Par exemple, chez les exemplaires d'*A. noctuæ* Spaul 1927, que nous avons étudiés, la cavité buccale est étroite, en forme d'entonnoir, et faiblement chitinoïde. Chez *A. orbitalis* de Yeh (avec Dollfus et Chabaud, 1957, nous croyons que cette espèce est différente de celle de Linstow, 1901), la cavité buccale est cupuliforme et relativement large, bien que ses parois soient minces et délicates.

La revue bibliographique du genre montre que la taille de la cavité buccale est variable. Elle est petite et en forme d'entonnoir chez *A. semenovi* Skrjabin (1934), très petite ou absente chez *A. pyrrhuræ* Freitas et Mendonça (1952) et *A. colaptides* Schuurmans-Stekhoven (1952), et plutôt large chez *A. travassosi* Caballero (1938), *A. anthicola* (Linstow 1903) (voir Caballero, 1948), *A. textori* Vuylsteke (1953), *A. proctata* Lent et Freitas (1948) et *A. ptiloscelidis* Schuurmans-Stekhoven (1952).

Néanmoins, même lorsqu'elle est assez grande, la cavité buccale des *Aprocta* n'est jamais pourvue de la paroi épaisse, qui est si facile à voir chez *Squamofilaria*. Cette différence peut suffire à séparer facilement les deux genres.

En dehors de *Austrofilaria* et *Squamofilaria*, les genres suivants ont été classés par Chabaud et Choquet (1953) dans les *Aproctinæ* : *Neurofilaria*, *Pseudaprocta*, *Spirofilaria*, *Pelecitus*, *Buckleyfilaria*, *Lissonema*, *Aprocta* et *Ularofilaria*.

Un examen des types de *Neurofilaria cornellensis* Whitlock (1952) (1) nous a montré que *Neurofilaria* est un Métastrongylide. Yeh (1957) a montré récemment que *Buckleyfilaria* est synonyme de *Pseudaprocta*.

Railliet et Henry (1910), Yorke et Maplestone (1926) et Wehr (1935) considéraient *Lissonema* Linstow 1903 comme synonyme de *Aprocta*. Boulenger (1928), Sandground (1933), Skrjabin et Shikhalova (1948) et Chabaud et Choquet (1953) le considèrent comme un genre distinct.

Linstow (1903) dit dans sa diagnose que *Lissonema* possède trois lèvres égales, mais il donne une figure de l'extrémité céphalique (vue de face) du génotype, *L. rotundata*, qui suggère qu'il a pris l'œsophage triradié pour des lèvres.

Boulenger (1928) a mis en valeur l'importance des reliefs latéraux à apparence de lèvres de l'extrémité céphalique. Le caractère occupait la première place dans sa diagnose, et il figure en bonne

(1) Nous remercions vivement le Professeur Whitlock, qui nous a permis d'examiner les types de *N. cornellensis*.

place dans les classifications de Skrjabin et Shikhobalova (1948) et de Chabaud et Choquet (1953). Sandground (1933), en notant que des reliefs semblables sont décrits chez plusieurs espèces d'*Aprocta*, a supprimé la valeur de ce caractère. Il a cependant noté que, chez *Lissonema*, l'œsophage est divisé, alors qu'il ne l'est pas chez *Aprocta* (sauf chez *A. narium* Linstow 1901, qu'il juge devoir être transféré à *Lissonema*), et, se basant sur ce seul caractère, il a ajouté deux nouvelles espèces à *Lissonema*.

Nous ne pensons pas pourtant que la présence ou l'absence d'un œsophage divisé soit une base suffisante pour séparer les deux genres. Il n'a pas été démontré que l'œsophage des *Aprocta* n'est pas divisé en une partie à tissu glandulaire et une partie sans tissu glandulaire. Donc, la distinction entre *Lissonema* et *Aprocta* repose entièrement sur le fait de savoir si la partie antérieure est ou n'est pas plus étroite que la partie postérieure. Nous doutons que la morphologie macroscopique de l'œsophage puisse avoir une importance aussi fondamentale dans la taxonomie de ces Filaires, car, sans que l'on sache pourquoi, elle est sujette à une grande variabilité chez de nombreux groupes tels que *Dirofilaria*, *Diplotrinaena*. Nous suivrons donc Railliet et Henry (1910) en considérant *Lissonema* comme synonyme d'*Aprocta*.

Lopez-Neyra (1956) a montré que les *Paramicipsella* sont ovipares. Il a placé ce genre en synonymie avec *Squamofilaria* qu'il range parmi les *Tetracheilonematinae*. Nous pensons, cependant, que *Paramicipsella* est synonyme d'*Aprocta*.

*Spirofilaria* et *Pelicitus*, s'ils ne sont pas synonymes, sont fort proches et probablement donnent des microfilaries, ainsi que l'indiquent Baylis (1944) et Lopez-Neyra (1956). Ils doivent être transférés aux *Dirofilariniæ*.

Spassky et Sonin (1957) considèrent *Ularofilaria* comme synonyme d'*Ornithofilaria*. Sans préjuger de la valeur de cette opinion, nous pensons cependant que les *Ularofilaria* appartiennent aux *Splendidofilariniæ* et ne doivent pas être placés parmi les *Aproctinae*.

Nous proposons pour la sous-famille *Aproctinae* la diagnose suivante :

*Filarioidea* Weinland 1858 ; *Filariidae* Claus 1885 ; *Aproctinae* Yorke et Maplestone 1926. Tête dépourvue de formations chitinoïdes. Bouche circulaire. Huit papilles céphaliques sur le cycle externe et deux amphides latérales. Œsophage court, quelquefois divisé en une portion antérieure et une portion postérieure. Cavité buccale absente, petite ou relativement grande, à parois épaisses.

*Femelle* : Vulve largement éloignée de l'extrémité antérieure. Anus subterminal ou nettement distant de la pointe caudale. Œufs ovulaires, à coque relativement épaisse. Premier stade larvaire avec des épines sur la tête et une queue très longue. *Mâle* : Spicules égaux. Queue courte et arrondie. Parasites des tissus sous-cutanés, des cavités orbitaires ou nasales, ou rarement des sacs aériens des Oiseaux. Biologie inconnue.

GENRE TYPE : *Aprocta* Linstow 1903.

Le tableau dichotomique suivant est proposé pour séparer les trois genres qui restent admis dans les *Aproctinæ*, ainsi que le nouveau genre *Mawsonfilaria* n. gen.

#### Clef pour les genres de la sous-famille des *Aproctinæ*

1. Extrémité antérieure à fins cordons lobés entre les papilles céphaliques et les amphides ..... *Pseudaprocta* Shikhobalova, 1930  
(= *Buckleyfilaria* Singh, 1949)  
Extrémité antérieure sans cordons ..... 2
2. Cavité buccale absente, très réduite, ou, si elle est assez grande, ses parois sont minces et délicates ..... *Aprocta* Linstow 1903  
(= *Lissonema* Linstow 1903 ;  
*Paramicipsella* Chow 1939 ;  
*Cerebrofilaria* Kazubski 1958)  
Cavité buccale très développée avec parois épaisses fortement chitinoïdes ..... 3
3. Cavité buccale longue et étroite, s'effilant en avant, avec parois divisées en une courte partie antérieure et une longue partie postérieure ..... *Mawsonfilaria* n. gen.  
Cavité buccale courte, large, en forme d'entonnoir .....  
..... *Squamofilaria* Schmerling, 1925  
(= *Coronofilaria* Yorke et Maplestone 1926 ;  
*Austrofilaria* Johnston et Mawson 1940)

#### RÉSUMÉ

1) La diagnose de *Squamofilaria* Schmerling 1925 est modifiée pour recevoir *S. sicki* (Strachan 1957) n. comb. (= *Thelazia sicki*) qui est redécrit. La tête massive des spicules et les trois paires de papilles proéminentes postanales servent à séparer *S. sicki* des autres espèces du genre.



2) Le genre *Austrofilaria* Johnston et Mawson est considéré comme un synonyme de *Squamofilaria*.

3) Nous admettons quatre espèces dans le genre *Squamofilaria* : *S. coronata* (Rudolphi 1809) Schmerling 1925 ; *S. pillersi* (Yorke et Maplestone 1926) Wehr 1935 ; *S. vestibulata* (Johnston et Mawson 1940) n. comb. et *S. sicki* (Strachan 1957) n. comb. Les espèces *Eucamptus obtusus* Dujardin 1845 et *Squamofilaria choprae* Chauhan 1957 sont transférées parmi les *Filaria sensu lato*.

4) *Austrofilaria rhipidurae* Johnston et Mawson 1952 devient le type d'un nouveau genre, *Mawsonfilaria* n. gen.

5) Nous pensons que les genres suivants appartiennent aux *Aproctina* : *Aprocta* Linstow 1903 (= *Lissonema*, *Paramicipsella*, *Cerebrofilaria*) ; *Pseudaprocta* Shikhobalova 1930 (= *Buckleyfilaria*) ; *Squamofilaria* Schmerling 1925 (= *Coronofilaria*, *Austrofilaria*) ; *Mawsonfilaria* n. gen.

#### RÉFÉRENCES

1. BAYLIS (H. A.), 1939. — Further records of parasitic worms from British vertebrates. *Ann. and Mag. Nat. Hist.*, 4, 473-498.
2. BOULENGER (C. L.), 1928. — Report on a collection of parasitic Nematodes, mainly from Egypt. *Parasitology*, 20, 32-55.
3. CABALLERO (E. y C.), 1948. — Nematodos de las aves de Mexico. X. Algunos Nematodos de las aves del estado de Nuevo Leon. *Rev. Soc. Mex. Hist. Nat.*, 9, 263-268.
4. CHABAUD (A.-G.) et CHOQUET (M.-T.), 1953. — Nouvel essai de classification des filaires (superfamille des *Filarioidea*). *Ann. Parasitol.*, 28, 172-192.
5. CHAUHAN (B. S.), 1947. — Description of a new filariid worm *Squamofilaria choprae* sp. nov. (*Nematoda*) from the lung of a sea tern from Addu Atoll, Maldives. *Rec. Indian Mus.*, 44, 357-359.
6. DOLLFUS, (R.-Ph.) et CHABAUD, (A.-G.), 1957. — Miscellanea helminthologica maroccana, XXIII. *Arch. Inst. Pasteur, Maroc*, 5, 408-446.
7. DUJARDIN (M.-F.), 1845. — *Histoire naturelle des Helminthes*, Paris.
8. JOHNSTON (T. H.) et MAWSON (P. M.), 1940. — Some filarial parasites of Australian birds. *Trans. Roy. S. South Aust.*, 64, 355-361.
9. JOHNSTON (T. H.) et MAWSON (P. M.), 1952. — Some Nematodes from Australian birds and mammals. *Trans. Roy. S. South Aust.*, 75, 30-37.
10. KOROLIOWA (A. M.), 1926. — Connaissance des filaires chez les oiseaux de la Russie. *J. Gov. Inst. Vet. Méd.*, Moscou, 3, 92-110.
11. LINSTOW (O. VON), 1903. — Parasiten ; meistens Helminthen aus Siam. *Arch. Mikr. Anat.*, Bonn, 62, 108-121.
12. RAILLIET (A.) et HENRY (A.), 1910. — Deux espèces nouvelles du genre « *Aprocta* » Linstow. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 3, 152-155.

13. SANDGROUND (J. H.), 1933. — Report on the Nematodes parasites collected by the Kelly-Roosevelt's expedition to Indo-China with description of several new species. *Ztschr. Parasitenk.*, 5, 542-583.
14. SCHMERLING (A. A.), 1925. — Zur Kenntnis der Vogelfilarien (*Squamo-filaria* n. gen. und *Diplotrichaena artemesiana* n. sp.) von *Coracias garrula*. *Centralbl. Bakteriол.*, Abt. II, 63, 267-281.
15. SINGH (S. N.), 1949. — Studies on the Helminth parasites of birds in Hyderabad state. *J. Helminth.*, 23, 39-56.
16. SKRJABIN (K. I.) et SHIKHOBALOVA (N. P.), 1948. — *Filariæ in animals and man*, Moscou.
17. STRACHAN (A. A.), 1957. — Eye worms of the family *Thelaziidæ* from Brazilian birds. *Can. J. Zool.*, 35, 179-187.
18. VUYLSTEKE (C.), 1957. — Nématodes parasites d'oiseaux. *Exploration du Parc National Garumba*, Mission H. de Saeger, 8, 3-20.
19. WEHR (E. E.), 1935. — A revised classification of the Nematode superfamily Filarioidea. *Proc. Helm. Soc. Wash.*, D.C., 2, 84-88.
20. YEH (L. S.), 1957. — On *Chandlerella brasiliensis* n. sp. from a green-billed toucan and a discussion on some related genera. *J. Helminth.*, 31, 33-38.
21. YEH (L. S.), 1957. — A collection of Helminths from the great bustard, *Otus tarda* from Spain, with a description of a new species of *Oxyspirura* (Nematoda). *Proc. Zool. Soc. London*, 128, 279-286.
22. YORKE (W.) et MAPLESTONE (P. A.), 1926. — *The Nematode parasites of vertebrates*, Londres.

*Institut de Parasitologie, Faculté de Médecine de Paris*

---

LISTE ALPHABÉTIQUE DES HOTES DE *PHTHIRAPTERA*  
DE LA COLLECTION DE L'INSTITUT DE PARASITOLOGIE  
DE LA FACULTE DE MEDECINE DE PARIS (1)

par MOHAMMED ATIQUIR RAHMAN ANSARI

**Introduction**

L'Institut de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris possède une riche collection de spécimens montés de Phthiraptères, parasites d'Oiseaux et de Mammifères. Grâce à l'autorisation du Professeur Henri Galliard, Directeur de cet Institut, nous avons eu le privilège de les examiner.

E. Séguéy a donné, en 1944, dans la *Faune de France*, une publication très complète de tous les Insectes ectoparasites de France. Ce travail nous a apporté des directives inappréciables pour la présente monographie. Toutefois, on peut reprocher à Séguéy de ne pas avoir accordé une importance suffisante aux hôtes, et, de ce fait, d'avoir parfois signalé des hôtes inexacts pour certaines espèces. D'autre part, il s'est toujours référé aux ouvrages classiques et a accepté sans discussion leurs longues synonymies.

Au cours de ces dernières années, de nombreux travaux de révision sont intervenus et des changements radicaux dans la synonymie ont été effectués, en particulier des regroupements conduisant à une nomenclature plus claire et plus pratique. Séguéy n'a malheureusement pas tenu compte des genres nouveaux, créés cependant par des « Mallophagologues » distingués. Un débutant se heurte à des difficultés terribles lorsqu'il veut identifier son matériel à des espèces correctes, et il pousse un soupir de soulagement quand il a en main une collection dûment déterminée. La présente liste donne une détermination conforme aux données actuellement admises, de la collection de l'Institut de Parasitologie et nous espérons qu'elle recueillera l'adhésion des taxonomistes. Pour faciliter les références aux descriptions d'espèces faites par Séguéy en 1944, nous citons

(1) Nous tenons à remercier le Professeur H. Harant, spécialiste des Mallophages, qui a bien voulu revoir et contrôler cette nomenclature.

les pages où ces descriptions sont données dans la publication de Séguy.

### Matériel

La plupart des préparations qui ont servi de base à cette monographie portent le nom de Mégnin. Quelques-unes paraissent offertes par le Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris, tandis que d'autres ont probablement été données par des travailleurs originaires de diverses parties du monde. L'état des spécimens montés de cette collection (en particulier de ceux de la collection Mégnin) est loin d'être satisfaisant et nécessiterait un remontage. Quelques-uns des exemplaires ne portant qu'un nom de genre semblent appartenir à des espèces nouvelles. Cependant, nous n'avons pas voulu leur donner de nom avant d'avoir pu examiner des exemplaires en quantité suffisamment importante.

### Exposé systématique

Les différentes espèces de Poux trouvées sur les Oiseaux et les Mammifères se réfèrent, d'après Weber (1939), à l'ordre des Insectes hémimétaboles les plus primitifs.

*Phthiraptera* (groupe *Psocoidea*) se divise en quatre sous-ordres : *Anoplura*, *Rhynchophthirina*, *Ischnocera* et *Amblycera*. Les trois derniers sont inclus dans les Mallophages. Les Mallophages possèdent des pièces buccales du type broyeur ou mandibulaire, plus primitif que celui des Anoploures qui se caractérisent par des pièces buccales piqueuses et suceuses hautement spécialisées. Les *Rhynchophthirina* forment le lien de transition entre les Poux à mandibules et ceux à pièces buccales du type haustellé. Dans ce curieux groupe, les pièces buccales sont broyeuses ou « coupeuses », mais considérablement réduites, très spécialisées et disposées à l'extrémité distale d'un proboscis extrêmement long. En progression ascendante en ce qui concerne l'organisation, les quatre sous-ordres se classent comme suit : *Amblycera*, *Ischnocera*, *Rhynchophthirina* et *Anoplura*.

Cette liste inclut 88 espèces d'*Amblycera* (*Menoponidae*, *Læmobothriidae*, *Ricinidae*, *Trimenoponidae* et *Gyropidae*), 155 espèces d'*Ischnocera* (*Trichodectidae*, *Philopteridae*, *Heptapsogasteridae*) et une espèce de *Rhynchophthirina* (*Hæmatomyzidae*). Cette collection provient de 150 espèces d'Oiseaux appartenant à 111 genres, 44 familles et 18 ordres, ainsi que de 40 espèces de Mammifères appartenant à 34 genres, 20 familles et 8 ordres ; enfin, quelque 26 espèces de Poux (*Anoplura*) d'environ 40 Mammifères figurent aussi sur cette liste.

## OISEAUX

1. *Accipiter gentilis* (Linn.) : **Accipitridæ** : **Falconiformes**.  
*Ischnocera* : *Degeeriella vagans* (Giebel, 1874) : *Philopteridæ*.
2. *Accipiter nisus* (Linn.) : **Accipitridæ** : **Falconiformes**.  
*Ischnocera* : *Craspedorhynchus nisi* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.
3. *Actitis hypoleucos* (Linn.) : **Scolopacidæ** : **Charadriiformes**.  
*Ischnocera* : *Quadriceps subfuscus* (Blag., 1948) : *Philopteridæ*.  
*Sæmundssonina frater* (Giebel, 1814) : *Philopteridæ*.
4. *Alauda a. arvensis* Linn. : **Alaudidæ** : **Passériformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus alaudæ* (Schränk, 1776) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Penenirmus* sp. : *Philopteridæ*.  
*Sturnidæcus* sp. : *Philopteridæ*.
5. *Alca torda* Linn. : **Alcidæ** : **Charadriiformes**.  
*Amblycera* : *Austromenopon nigropleurum* (Denny, 1842) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Sæmundssonina celidoxa* (Burm., 1838) : *Philopteridæ*.
6. *Alcedo atthis ispida* Linn. : **Alcedinidæ** : **Coraciiformes**.  
*Ischnocera* : *Alcedoffula alcedinis* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.
7. *Alectoris graeca saxatilis* (Meyer) : **Phasianidæ** : **Galliformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus* sp. : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Goniodes dispar* Burmeister, 1838 : *Philopteridæ*.  
*Ischnocera* : *Goniodes dispar* Burmeister, 1882 : *Philopteridæ*.  
*Goniocotes alatus* Piaget, 1885 : *Philopteridæ*.
8. *Anas acuta* Linn. : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Ischnocera* : *Anatæcus* sp. : *Philopteridæ*.
9. *Anas c. crecca* Linn. : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Amblycera* : *Holomenopon leucoxanthum* (Burmeister, 1838) : *Menoponidæ*.  
*Trinoton querquedula* (Linn., 1758) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Anaticola sordidus* (Giebel, 1866) : *Philopteridæ*.  
*Anatæcus*, sp. : *Philopteridæ*.
10. *Anas laborader* ? : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Ischnocera* : *Anaticola*, sp. : *Philopteridæ*.
11. *Anas p. platyrhyncha* Linn. : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Ischnocera* : *Anaticola crassicornis* (Scopoli, 1763) : *Philopteridæ*.  
*Anatæcus dentatus* (Scopoli, 1763) : *Philopteridæ*.
12. *Anas* sp. : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Amblycera* : *Trinoton gracile* Grube, 1851 : *Menoponidæ*.

13. *Anser anser* (Linn.) : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Amblycera* : *Trinoton anserinum* (J.-C. Fabricius, 1805) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Anaticola anseris* (Linn., 1758) : *Philopteridæ*.
14. *Anser a. domestica* (Linn.) : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Amblycera* : *Trinoton anserinum* (J.-C. Fabricius) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Anaticola anseris* (Linn., 1758) : *Philopteridæ*.
15. *Micropus a. apus* (Linn.) : **Micropodidae** : **Micropodiformes**.  
*Amblycera* : *Dennyus hirundinis* (Linn., 1761) : *Menoponidæ*.
16. *Aptenodytes minor* : **Sphénisciformes** : **Spheniscidæ**.  
*Ischnocera* : *Austrogoniodes waterstoni* (Cummings, 1914).
17. *Aquila chrysaëtos* (Linn.) : **Accipitridæ** : **Falconiformes**.  
*Amblycera* : *Colpocephalum impressum* Rudow, 1866 ; *Menoponidæ*.
18. *Aquila naevia* (Briss.) : **Accipitridæ** : **Falconiformes**.  
*Amblycera* : *Colpocephalum*, sp. : *Menoponidæ*.
19. *Asio f. flammeus* (Pontoppidan) : **Strigidæ** : **Strigiformes**.  
*Ischnocera* : *Strigiphilus cursor* (Burmeister, 1838) : *Philopteridæ*.
20. *Bauellus cristatus*.  
*Amblycera* : *Austromenopon*, sp. : *Menoponidæ*.
21. *Botaurus s. stellaris* (Linn.) **Ardeidæ** : **Ciconiiformes**.  
*Ischnocera* : *Ardeicola stellaris* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.  
*Amblycera* : *Trinoton stellaris* : *Menoponidæ*.
22. *Buteo b. buteo* (Linn.) : **Accipitridæ** : **Falconiformes**.  
*Ischnocera* : *Craspedorhynchus platystomus* (Burmeister, 1838) : *Philopteridæ*.  
*Degeeriella giebelsi* Hopkins, 1947 : *Philopteridæ*.
23. *Capella g. gallinago* (Linn.) : **Scolopacidae** : **Charadriiformes**.  
*Ischnocera* : *Rhynonirmus scolopacis* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.
24. *Carbo pygmaeus*.  
*Amblycera* : *Trinoton pygmaeum* Kolenati, 1846 : *Menoponidæ*.
25. *Carduelis c. carduelis* (Linn.) : **Fringillidae** : **Passeriformes**.  
*Ischnocera* : *Brüelia densilimba* (Nitzsch) : *Philopteridæ*.
26. *Ciconia c. ciconia* (Linn.) : **Ciconiidae** : **Ciconiiformes**.  
*Ischnocera* : *Ardeicola ciconiae* (Linn., 1758) : *Philopteridæ*.  
*Neophiloaterus incompletus* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.
27. *Cinclus cinclus gularis* (Latham) : **Cinclidae** : **Passeriformes**.  
*Ischnocera* : *Philopterus cincli* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.
28. *Chrysolophus pictus* (Linn.) : **Phasianidae** : **Galliformes**.  
*Ischnocera* : *Lipeurus crinitus* (Rudow, 1869) : *Philopteridæ*.
29. *Circus gallicus* (Gmelin.) : **Accipitridæ** : **Falconiformes**.  
*Ischnocera* : *Craspedorhynchus triangularis* (Rudow, 1869) : *Philopteridæ*.



30. *Columba livia domestica* Linn. : Columbidae : Colombiformes.  
*Amblycera* : *Colpocephalum turbinatum* Denny, 1842 : Menoponidae.  
*Hohorstiella lata* (Piaget, 1880) : Menoponidae.  
*Ischnocera* : *Coloceras fahrenheitzi* Eichler, 1950 : Philopteridae.  
*Hohorstiella lata* (Piaget, 1880) : Menoponidae.  
*Coloceras piageti* (Johnston et Harrison, 1912) : Philopteridae.  
*Columbicola columbae* (Linn.) : Philopteridae.
31. *Columba p. palumbus* Linn. : Columbidae : Colombiformes.  
*Ischnocera* : *Coloceras damicorne* (Nitzsch, 1866) : Philopteridae.  
*Columbicola claviformis* (Denny, 1842) : Philopteridae.
32. *Colymbus c. cristatus* Linn. : Colymbidae : Colymbiformes.  
*Amblycera* : *Pseudomenopon dolium* (Rudow, 1869) : Menoponidae.  
*Ischnocera* : *Aquanirmus podicipis* (Denny, 1842) : Philopteridae.
33. *Corvus corax corax* Linn. : Corvidae : Passeriformes.  
*Ischnocera* : *Brüelia argula* (Burmeister, 1838) : Philopteridae.
34. *Corvus corone* Linn. : Corvidae : Passeriformes.  
*Amblycera* : *Menacanthus cornicis* Blagovesh., 1948 : Menoponidae.  
*Myrsidea cornicis* (De Geer, 1778) : Menoponidae.  
*Ischnocera* : *Brüelia rotundata* (Osborn, 1896) : Philopteridae.
35. *Corvus corone sardonius* Klein. : Corvidae : Passeriformes.  
*Ischnocera* : *Philopterus ocellatus* (Scopoli, 1763) : Philopteridae.
36. *Corvus f. frugilegus* Linn. : Corvidae : Passeriformes.  
*Amblycera* : *Myrsidea isostoma* (Nitzsch, 1866) : Menoponidae.  
*Ischnocera* : *Philopterus atratus* Nitzsch, 1818 : Philopteridae.
37. *Corvus validus* Bonaparte : Corvidae : Passeriformes.  
*Amblycera* : *Myrsidea trinoton* (Piaget, 1880) : Menoponidae.
38. *Coturnix c. coturnix* (Linn.) : Phasianidae : Galliformes.  
*Ischnocera* : *Goniodes astrocephalus* (Burmeister, 1838) : Philopteridae.
39. *Crossoptilon mantchuricum* Swinhoe : Phasianidae : Galliformes.  
*Amblycera* : *Menopon brevipes* Piaget, 1885 : Menoponidae.
40. *Crypturellus o. obsoletus* (Temm.) : Tinamidae : Tinamiformes.  
*Ischnocera* : *Strongylocotes complanatus* (Piaget, 1880) : Hep-tapsogasteridae.
41. *Cuculus c. canorus* Linn. : Cuculidae : Cuculiformes.  
*Amblycera* : *Cuculiphilus fasciatus* (Scopoli, 1763) : Menoponidae.  
*Ischnocera* : *Cuculæcus latifrons* (Denny, 1842) : Philopteridae.
42. *Cygnus melanocoryphus* (Molina) : Anatidae : Anseriformes.  
*Ischnocera* : *Ornithobius*, sp. : Philopteridae.  
*Amblycera* : *Menopon brevithoracium* Piaget, 1880 : Menoponidae.

43. *Cyanocorax chrysops* (Vieillot) : **Corvidæ** : **Passériformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus spiniferus* (Piaget, 1885) : *Menoponidæ*.
44. *Diardigallus diardi* (Bonap.) : **Phasianidæ** : **Galliformes**.  
*Amblycera* : *Amyrsidea uniseriata* (Piaget, 1880) : *Menoponidæ*.
45. *Diomedea exulans* Linn. : **Diomedeidæ** : **Procellariiformes**.  
*Ischnocera* : *Docophoroides brevis* (Dufour, 1835) : *Philopteridæ*.
46. *Diomedea melanophris* Temm. : **Diomedeidæ** : **Procellariiformes**.  
*Ischnocera* : *Harrisoniella ferox* (Giebel, 1867) : *Philopteridæ*.
47. *Emberiza citrinella* Linn. : **Fringillidæ** : **Passériformes**.  
*Amblycera* : *Ricinus fringillæ*, De Geer, 1778 : *Ricinidæ*.  
*Ischnocera* : *Brüelia delicata* (Nitzsch, 1866) : *Philopteridæ*.
48. *Falco s. subbuteo* Linn. : **Falconidæ** : **Falconiformes**.  
*Amblycera* : *Læmobothrion laticolle* Denny, 1842 : *Læmobothriidæ*.  
*Ischnocera* : *Degeeriella nitzschi* (Giebel, 1874) : *Philopteridæ*.
49. *Falco t. tinnunculus* Linn. : **Falconidæ** : **Falconiformes**.  
*Amblycera* : *Læmobothrion tinnunculi* (Linn., 1758) : *Læmobothriidæ*.
50. *Fringilla c. coelebs* Linn. : **Fringillidæ** : **Passériformes**.  
*Amblycera* : *Ricinus irascens* (Burmeister, 1838) : *Ricinidæ*.  
*Ischnocera* : *Philopterus* sp. : *Philopteridæ*.
51. *Fringilla serinus* : **Fringillidæ** : **Passériformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus*, sp. : *Menoponidæ*.
52. *Fulica atra* Linn. : **Rallidæ** : **Gruiformes**.  
*Amblycera* : *Pseudomenopon pilosum* (Scopoli, 1763) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Rallicola fulicæ* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.
53. *Gallinula c. chloropus* (Linn.) : **Rallidæ** : **Gruiformes**.  
*Amblycera* : *Pseudomenopon*, sp. : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Rallicola minutus* (Nitzsch, 1866) : *Philopteridæ*.
54. *Gallus g.* (Linn.) *domestica* : **Phasianidæ** : **Galliformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus pallidulus* (Neumann, 1912) : *Menoponidæ*.  
*Menacanthus stramineus* (Nitzsch, 1818) : *Menoponidæ*.  
*Menopon gallinæ* (Linn., 1758) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Cuclogaster heterographus* (Nitzsch, 1866) : *Philopteridæ*.  
*Goniocotes gallinæ* (De Geer, 1778) : *Philopteridæ*.  
*Goniodes dissimilis* Denny, 1842 : *Philopteridæ*.  
*Goniodes gigas* (Taschenberg, 1879) : *Philopteridæ*.  
*Lipeurus caponis* (Linn., 1758) : *Philopteridæ*.
55. *Garrulus glandarius* (Linn.) : **Corvidæ** : **Passériformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus monochromateus* (Kellogg et Paine, 1914) : *Menoponidæ*.

- Ischnocera* : *Brüelia glandarii* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.
56. *Gennæus n. nychthemerus* (Linn.) : *Phasianidæ* : *Galliformes*.  
*Ischnocera* : *Goniodes cervinicornis* Giebel, 1874 : *Philopteridæ*.  
*Oxylipeurus mesopelios* (Nitzsch, 1866) : *Philopteridæ*.  
*Lipeurus introductus* Kellogg, 1896 : *Philopteridæ*.
57. *Grus g. grus* (Linn.) : *Gruidæ* : *Gruiformes*.  
*Ischnocera* : *Esthiopterum gruis* (Linn.) : *Philopteridæ*.
58. *Gyps f. fulvus* (Hablizl.) : *Accipitridæ* : *Falconiformes*.  
*Amblycera* : *Læmobothrion bulgaricum* Eichler, 1943 : *Læmobothriidæ*.
59. *Haematopus o. ostralegus* Linn. : *Hæmatopodidæ* : *Charadriiformes*.  
*Amblycera* : *Actornithophilus grandiceps* (Piaget, 1880) : *Menoponidæ*.  
*Austromenopon*, sp. : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Sæmundssonía lari* (O. Fabricius, 1780) : *Philopteridæ*.
60. *Haliaëtor niger* (Vieillot) : *Falconidæ* : *Falconiformes*.  
*Amblycera* : *Eidmanniella eura* (Piaget, 1880) : *Menoponidæ*.
61. *Haliaëtus albicilla* (Linn.) : *Accipitridæ* : *Falconiformes*.  
*Amblycera* : *Colpocephalum flavescens* (Haan, 1829) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Degeeriella discocephalus* (Burmeister, 1838) : *Philopteridæ*.
62. *Hirundo r. rustica* Linn. : *Hirundinidæ* : *Passériformes*.  
*Amblycera* : *Myrsidea rustica* (Giebel, 1874) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Philopterus hirundinis* (Piaget, 1871) : *Philopteridæ*.
63. *Ibis religiosa* (G. Cuvier) : *Ibididæ* : *Ciconiiformes*.  
*Ischnocera* : *Plegadiphilus threskiornis* Bedford, 1939 : *Philopteridæ*.  
*Ibidæcus acutulus* (Neumann, 1922) : *Philopteridæ*.
64. *Kakatoe moluccensis* (Gmelin) : *Psittacidæ* : *Psittaciformes*.  
*Amblycera* : *Psittacomenopon pallidum* (Piaget, 1880) : *Menoponidæ*.
65. *Lagopus l. lagopus* (Linn.) : *Tetraonidæ* : *Galliformes*.  
*Ischnocera* : *Goniodes lagopi* (Linn., 1758) : *Philopteridæ*.
66. *Larus canus* Linn. : *Laridæ* : *Charadriiformes*.  
*Ischnocera* : *Sæmundssonía congener* (Giebel, 1874) : *Philopteridæ*.
67. *Larus fuscus* Linn. : *Laridæ* : *Charadriiformes*.  
*Ischnocera* : *Sæmundssonía breviappendiculata* (Piaget, 1880) : *Philopteridæ*.
68. *Larus fuscus argenteus* Brehm. : *Laridæ* : *Charadriiformes*.  
*Ischnocera* : *Sæmundssonía*, sp. : *Philopteridæ*.
69. *Larus hyperboreus* Gunnerus : *Laridæ* : *Charadriiformes*.  
*Ischnocera* : *Sæmundssonía lari* (O. Fabricius, 1780) : *Philopteridæ*.

70. *Larus marinus* Linn. : **Laridæ** : **Charadriiformes**  
*Ischnocera* : *Sæmundssonina gonothorax* (Giebel, 1874) : *Philopteridæ*.
71. *Larus melanocephalus* Temm. : **Laridæ** : **Charadriiformes**.  
*Ischnocera* : *Quadriceps*, sp. : *Philopteridæ*.
72. *Larus ridibundus* Linn. : **Laridæ** : **Charadriiformes**.  
*Ischnocera* : *Quadriceps punctatus* (Burmeister, 1838) : *Philopteridæ*.  
*Sæmundssonina mülleri* Eichler, 1942 : *Philopteridæ*.  
*Amblycera* : *Austromenopon ridibundus* (Denny, 1842) : *Menoponidæ*.
73. *Leptoptilos dubius* (Gmelin) : **Ciconiidæ** : **Ciconiiformes**.  
*Amblycera* : *Ciconiphilus temporalis* (Piaget, 1880) : *Menoponidæ*.
74. *Lophura i. ignita* (Shaw) : **Phasianidæ** : **Galliformes**.  
*Ischnocera* : *Goniodes longus* Rudow, 1869 : *Philopteridæ*.
75. *Lophura rufa* (Raffles) : **Phasianidæ** : **Galliformes**.  
*Ischnocera* : *Lipeurus brunneipictus* (Giebel, 1877) : *Philopteridæ*.  
*Goniodes emarginatus* (Eichler, 1947) : *Philopteridæ*.
76. *Lophophorus impejanus* (Lath.) : **Phasianidæ** : **Galliformes**.  
*Ischnocera* : *Goniodes curygaster* Piaget, 1885 : *Philopteridæ*.  
*Lagopæcus heterotypus* (Megnin, 1880) : *Philopteridæ*.
77. *Lophortyx californica* (Shaw) : **Phasianidæ** : **Galliformes**.  
*Ischnocera* : *Goniodes mamillatus* Rudow, 1870 : *Philopteridæ*.  
*Lagopæcus docophoroides* (Piaget, 1880) : *Philopteridæ*.
78. *Loxia c. curvirostra* Linn. : **Fringillidæ** : **Passeriformes**.  
*Ischnocera* : *Brüelia limbata* (Burmeister, 1838) : *Philopteridæ*.  
*Philopterus curvirostræ* (Schränk, 1776) : *Philopteridæ*.
79. *Mareca penelope* Linn. : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Amblycera* : *Trinoton spinosum* Piaget, 1880 : *Menoponidæ*.
80. *Meleagris gallopavo* Linn. : **Phasianidæ** : **Galliformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus stramineus* (Nitzsch, 1818) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Chelopistes meleagridis* (Linn., 1758) : *Philopteridæ*.  
*Oxylipeurus polytrapezius* (Burmeister, 1838) : *Philopteridæ*.
81. *Mergus m. merganser* Linn. : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Ischnocera* : *Anatærcus bipunctatus* (Giebel, 1874) : *Philopteridæ*.
82. *Mergus serrator* Linn. : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Amblycera* : *Trinoton mergi* Eichler, 1943 : *Menoponidæ*.

83. *Merops apiaster* Linn. : **Meropidæ** : **Coraciiformes**.  
*Ischnocera* : *Brüelia apiastri* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.
84. *Milvus m. migrans* (Bodd.) : **Accipitridæ** : **Falconiformes**.  
*Amblycera* : *Læmobothorion titan* Piaget, 1880 : *Læmobothriidæ*.  
*Ischnocera* : *Craspedorrhynchus spathulatus* (Giebel, 1874) : *Philopteridæ*.  
*Degeeriella vittata* (Giebel, 1874) : *Philopteridæ*.
85. *Milvus m. milvus* (Linn.) : **Accipitridæ** : **Falconiformes**.  
*Ischnocera* : *Craspedorrhynchus spathulatus* (Giebel, 1874) : *Philopteridæ*.  
*Degeeriella regalis* (Giebel, 1866) : *Philopteridæ*.
86. *Morus bassanus* (Linn.) : **Sulidæ** : **Procellariiformes**.  
*Amblycera* : *Eidmanniella pustulosa* (Nitzsch, 1866) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Pectinopygus bassani* (O. Fabricius, 1780) : *Philopteridæ*.
87. *Muscicapa striata* (Pall.) : **Muscicapidæ** : **Passériformes**.  
*Ischnocera* : *Philopterus* sp. : *Philopteridæ*.
88. *Numida meleagris* Linn. : **Phasianidæ** : **Galliformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus numidæ* (Giebel, 1874) : *Menoponidæ*.
89. *Nyctea scandiaca* (Linn.) : **Strigidæ** : **Strigiformes**.  
*Ischnocera* : *Strigiphilus ceblebrachys* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.
90. *Nyroca marila* (Linn.) : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Ischnocera* : *Anatæcus*, sp. : *Philopteridæ*.
91. *Oidemia nigra* (Linn.) : **Anatidæ** : **Anseriformes**.  
*Amblycera* : *Holomenopon lunarium* (Rudow, 1869) : *Menoponidæ*.
92. *Otygyps auricularis* (Daud.) : **Accipitridæ** : **Falconiformes**.  
*Amblycera* : *Colpocephalum*, sp. : *Menoponidæ*.
93. *Paradisea (Uranornis) rubra* (Daud.) : **Paradiseidæ** : **Passériformes**.  
*Ischnocera* : *Philopterus*, sp. : *Philopteridæ*.
94. *Paroaria cineria* : **Fringillidæ** : **Passériformes**.  
*Ischnocera* : *Brüelia*, sp. : *Philopteridæ*.
95. *Paroaria coronata* : **Fringillidæ** : **Passériformes**.  
*Ischnocera* : *Brüelia*, sp. : *Philopteridæ*.
96. *Paroaria viridis* : **Fringillidæ** : **Passériformes**.  
*Ischnocera* : *Brüelia*, sp. : *Philopteridæ*.
97. *Parus m. major* Linn. : **Paridæ** : **Passériformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus sinuatus* (Burmeister, 1838) : *Menoponidæ*.
98. *Passer d. domesticus* (Linn.) : **Ploceidæ** : **Passériformes**.  
*Ischnocera* : *Philopterus fringillæ* (Scopoli, 1772) : *Philopteridæ*.
99. *Passer montanus* (Linn.) : **Ploceidæ** : **Passériformes**.  
*Ischnocera* : *Brüelia cyclothorax* (Burmeister, 1838) : *Philopteridæ*.

100. *Pavo cristatus* (Linn.) : **Phasianidae** : **Galliformes**.  
*Amblycera* : *Amyrsidea phæostoma* (Nitzsch, 1866) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Goniodes pavonis* (Linn., 1758) : *Philopteridæ*.
101. *Pelecanus onocrotalus* Linn. : **Pelcanidae** : **Pélécániformes**.  
*Amblycera* : *Piagetiella titan* (Piaget, 1880) : *Menoponidæ*.
102. *Perdix p. perdix* (Linn.) : **Phasianidae** : **Galliformes**.  
*Amblycera* : *Amyrsidea perdicis* (Denny, 1842) : *Menoponidæ*.  
*Menopon pallens* Clay, 1949 : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Cuclostogaster heterogrammicus* (Nitzsch, 1866) : *Philopteridæ*.  
*Goniodes dispar* Burmeister, 1838 : *Philopteridæ*.
103. *Phasianus colchicus* Linn. : **Phasianidae** : **Galliformes**.  
*Amblycera* : *Amyrsidea megalosoma* (Overgaard, 1943) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Goniodes colchici* Denny, 1842 : *Philopteridæ*.  
*Lipeurus maculosus* Clay, 1938 : *Philopteridæ*.  
*Oxylipeurus colchicus* Clay, 1938 : *Philopteridæ*.
104. *Phasianus communis*  
*Ischnocera* : *Lipeurus*, sp. : *Philopteridæ*.
105. *Phasianus veneratus* : **Phasianidae** : **Galliformes**.  
*Ischnocera* : *Goniodes*, sp. : *Philopteridæ*.
106. *Phasianus colchicus versicolor* Viellot : **Phasianidae** : **Galliformes**.  
*Ischnocera* : *Gonicotes reticulatus* Kéler, 1939 : *Philopteridæ*.  
*Lipeurus maculosus* Clay 1938 : *Philopteridæ*.  
*Cuclostogaster*, sp. : *Philopteridæ*.
107. *Philomachus pugnax* (Linn.) : **Scolopacidae** : **Charadriiformes**.  
*Amblycera* : *Actornithophilus pustulosus* (Piaget, 1880) : *Menoponidæ*.  
*Austromenopon lutescens* (Burmeister, 1838) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Luniceps holophæus* (Burmeister, 1838) : *Philopteridæ*.
108. *Phoenicurus phoenicurus* (Linn.) : **Turdidae** : **Passériformes**.  
*Ischnocera* : *Philopterus*, sp. : *Philopteridæ*.
109. *Phænicopterus antiquorum* Temm. : **Phænicopteridae** : **Ciconiiformes**  
*Amblycera* : *Colpocephalum heterosoma* Piaget, 1880 : *Menoponidæ*.  
*Trinoton femoratum* Piaget, 1880 : *Menoponidæ*.
110. *Pica (Cyanopica) cyanea* (Wagl.) : **Corvidae** : **Passériformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus*, sp. : *Menoponidæ*.
111. *Picus viridis pluvius* Hart. : **Picidae** : **Piciformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus pici* (Denny, 1842) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Penenirmus pici* (J.-C. Fabricius, 1798) : *Philopteridæ*.



112. *Platycercus* sp. : **Psittacidae** : **Psittaciformes**.  
*Ischnocera* : *Echinophilopterus forficula* (Piaget, 1871).
113. *Plectrophenax nivalis* (Linn.) : **Fringillidae** : **Passeriformes**.  
*Ischnocera* : *Philopterus*, sp. : *Philopteridæ*.
114. *Pluvialis apricaria ocreophilus* Meinertzhagen. : **Charadriidae** : **Charadriiformes**.  
*Amblycera* : *Actornithophilus ochraceus* (Nitzsch, 1818) : *Menoponidæ*.
115. *Psittacus e. erithacus* Linn. : **Psittacidae** : **Psittaciformes**.  
*Ischnocera* : *Neopsittaconirmus strepsiceros* (Nitzsch, 1866) : *Philopteridæ*.
116. *Pucrasia macrolopha darwini* Swinhø : **Phasianidae** : **Galliformes**.  
*Ischnocera* : *Oxylipeurus pucrasia* Clay, 1938 : *Philopteridæ*.  
*Goniodes intermedius* Neumann 1913 : *Philopteridæ*.
117. *Puffinus kuhlil* (Boie) 1835 : **Procellariidae** : **Procellariiformes**.  
*Ischnocera* : *Halipeurus*, sp. : *Philopteridæ*.
118. *Pyrrhula p. coccinea* (Gmel.) : **Fringillidae** : **Passeriformes**.  
*Ischnocera* : *Philopterus*, sp. : *Philopteridæ*.
119. *Rallus aquaticus* Linn. : **Rallidae** : **Gruiformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus ralli* (Neumann, 1912) : *Menoponidæ*.
120. *Recurvirostra a. avosetta* Linn. : **Charadriidae** : **Charadriiformes**.  
*Ischnocera* : *Quadriceps recurvirostræ* (Linn., 1758) : *Philopteridæ*.  
*Quadriceps signatus* (Piaget, 1880) : *Philopteridæ*.
121. *Rhea americana* (Linn.) : **Rheidae** : **Struthioniformes**.  
*Ischnocera* : *Struthiolipeurus*, sp. : *Philopteridæ*.
122. *Rhynchotus rufescens* (Temm.) : **Tinamidae** : **Tinamiformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus arctifasciatus* (Piaget, 1885) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Strongylocotes lipogonus* (Nitzsch, 1866) : *Heptapsogasteridæ*.  
*Heptapsogaster rotundatus* (Rudow, 1869) : *Heptapsogasteridæ*.
123. *Richmondia cardinalis* (Linn.) : **Fringillidae** : **Passeriformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus spinosus* (Piaget, 1880) : *Menoponidæ*.
124. *Rissa t. tridactyla* (Linn.) : **Laridae** : **Charadriiformes**.  
*Ischnocera* : *Quadriceps lineolatus* (Nitzsch, 1866) : *Philopteridæ*.  
*Sæmundssonina tridactylæ* Timm., 1949 : *Philopteridæ*.
125. *Sarcorhamphus papa* (Linn.) : **Cathartidae** : **Falconiformes**.  
*Amblycera* : *Cuculiphilus cathartæpapæ* (Nitzsch, 1861) : *Menoponidæ*.
126. *Scolopax rusticola* Linn. : **Scolopacidae** : **Charadriiformes**.  
*Ischnocera* : *Sæmundssonina clayæ* Hopkins, 1949 : *Philopteridæ*.
127. *Serinus canarius serinus* (Linn.) : **Fringillidae** : **Passeriformes**.  
*Amblycera* : *Myrsidea serini* (Séguy, 1944) : *Menoponidæ*.

128. *Serpentarius (Sagittarius) serpentarius* (J. F. Miller) : **Serpentariidae** : **Falconiformes**.  
*Ischnocera* : *Falcolipeurus secretarius* (Giebel, 1874) : *Philopteridæ*.
129. *Streptopella t. turtur* (Linn.) : **Columbidae** : **Colombiformes**.  
*Ischnocera* : *Coloceras*, sp. : *Philopteridæ*.  
*Columbicola bacillus* (Giebel, 1866) : *Philopteridæ*.
130. *Struthio c. camelus* Linn. : **Struthionidae** : **Struthioniformes**.  
*Ischnocera* : *Struthiolipecurus struthionis* (Gervais, 1844) : *Philopteridæ*.
131. *Sturnus pyrrhocephalus* : **Sturnidae** : **Passériformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus*, sp. : *Menoponidæ*.
132. *Sturnus v. vulgaris* Linn. : **Sturnidae** : **Passériformes**.  
*Amblycera* : *Menacanthus mutabilis* Blagov., 1940 : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Sturnidæcus sturni* (Schränk, 1776) : *Philopteridæ*.
133. *Tadorna tadorna* (Linn.) : **Anatidae** : **Ansériformes**.  
*Amblycera* : *Holomenopon albofasciatum* (Piaget, 1880) : *Menoponidæ*.
134. *Tadorna belonii* (Ray) : **Anatidae** : **Ansériformes**.  
*Ischnocera* : *Anatæcus*, sp. : *Philopteridæ*.
135. *Tetrao u. urogallus* Linn. : **Tetraonidae** : **Galliformes**.  
*Amblycera* : *Amyrsidea latifasciata* (Piaget, 1880) : *Menoponidæ*.  
*Menacanthus*, sp. : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Goniodes bituberculatus* Rudow, 1869 : *Philopteridæ*.
136. *Threskiornis a. aethiopicus* (Lath.) : **Ibididae** : **Ciconiiformes**.  
*Amblycera* : *Plegadiphilus threskiornis* Bedford, 1939 : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Ibidæcus acutulus* (Neumann, 1922) : *Philopteridæ*.
137. *Tragopan melanocephalus* (J.-E. Gray) : **Phasianidae** : **Galliformes**.  
*Ischnocera* : *Oxylipæurus himalayensis* (Rudow, 1869) : *Philopteridæ*.
138. *Turdus m. merula* Linn. : **Turdidae** : **Passériformes**.  
*Amblycera* : *Myrsidea*, sp. : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Brüelia merulensis* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.  
*Philopterus merulæ* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.
139. *Turdus philomelus* Brehm. : **Turdidae** : **Passériformes**.  
*Ischnocera* : *Philopterus turdi* (Denny, 1842) : *Philopteridæ*.
140. *Turdus torquatus* Linn. : **Turdidae** : **Passériformes**.  
*Ischnocera* : *Philopterus*, sp. : *Philopteridæ*.
141. *Tyto a. alba* (Scopoli) : **Strigidae** : **Strigiformes**.  
*Amblycera* : *Kurodaia subpachygaster* (Piaget, 1880) : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Strigiphilus rostratus* (Burmeister, 1838) : *Philopteridæ*.

142. *Vanellus vanellus* (Linn.) : **Charadriidae** : **Charadriiformes**.  
*Amblycera* : *Actornithophilus*, sp. : *Menoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Quadriceps junceus* (Scopoli, 1763) : *Philopteridæ*.  
*Sæmundssonina temporalis* (Giebel, 1874) : *Philopteridæ*.
143. *Procellaria glacialis*  
*Amblycera* : *Trinoton*, sp. : *Menoponidæ*.
144. *Vultur gryphus* Linn. : **Vulturidae** : **Falconiformes**.  
*Amblycera* : *Cuculiphilus zonatus* (Piaget, 1885) : *Menoponidæ*.
145. *Mycteria (Xenorhynchus) australis* : **Ciconiidae** : **Ciconiiformes**.  
*Ischnocera* : *Ardeicola*, sp. : *Philopteridæ*.

## MAMMIFÈRES

146. *Antilope cervicapra* (Linn.) : **Bovidae** : **Artiodactyles**.  
*Anoplura* : *Linognathus*, sp. (*stenopsis* ?) : *Hæmatopininidæ*.
147. *Arvicola terrestris amphibius* (Linn.) : **Muridae** : **Rongeurs**.  
*Anoplura* : *Polyplax spiniger* (Burmeister, 1838) : *Hæmatopininidæ*.
148. *Atlantoxerus getulus* (Linn.) : **Sciuridae** : **Rongeurs**.  
*Anoplura* : *Neohæmatopinus pectinifer* (Neumann) : *Hæmatopininidæ*.
149. *Axis porcinus* (Zimm.) : **Cervidae** : **Artiodactyles**.  
*Ischnocera* : *Damalinea forficula* (Piaget, 1880) : *Trichodectidæ*.
150. *Bos taurus* Linn. **Bovidae** : **Artiodactyles** : **Ongulés**.  
*Ischnocera* : *Damalinea bovis* (Linn., 1758) : *Trichodectidæ*.  
*Anoplura* : *Hæmatopinus eurytærnus* (Nitzsch, 1818) : *Hæmatopininidæ*.  
*Linognathus vituli* (Linn.) : *Hæmatopininidæ*.
151. *Bubalus bubalis* (Linn.) : **Bovidae** : **Artiodactyles** : **Ongulés**.  
*Anoplura* : *Hæmatopinus tuberculatus* (Burmeister, 1838) : *Hæmatopininidæ*.
152. *Canis familiaris* Linn. : **Canidae** : **Carnivores**.  
*Ischnocera* : *Trichodectes canis* (De Geer, 1778) : *Trichodectidæ*.
153. *Capra hircus* Linn. : **Bovidae** : **Artiodactyles** : **Ongulés**.  
*Ischnocera* : *Damalinea capræ* (Gurlt, 1843) : *Trichodectidæ*.  
*Anoplura* : *Linognathus stenopsis* (Burmeister, 1838) : *Hæmatopininidæ*.  
*Linognathus oviformis* (Rudow, 1869) : *Hæmatopininidæ*.
154. *Cavia porcellus* (Linn.) : **Caviidae** : **Rongeurs**.  
*Amblycera* : *Trimenopon hispidum* (Burmeister, 1838) : *Trimenoponidæ*.  
*Ischnocera* : *Gliricola porcelli* (Schränk, 1781) : *Gyropidæ*.  
*Gyropus ovalis* Burmeister, 1838 : *Gyropidæ*.

155. *Cercopithecus* sp. : **Cercopithecidae** : **Primates**.  
Anoplura : *Pedicinus obtusus* (Rudow, 1869) : *Pediculidæ*.
156. *Cervus elaphus* Linn. : **Cervidae** : **Artiodactyles** : **Ongulés**  
*Ischnocera* : *Damalinia longicornis* (Nitzsch, 1818) : *Trichodectidæ*.  
Anoplura : *Solenoples burmeisteri* (Fahrenholz, 1910) : *Hæmatopiniidæ*.
157. *Dama dama* (Linn.) : **Cervidae** : **Artiodactyles** : **Ongulés**.  
*Ischnocera* : *Damalinia tibialis* (Piaget, 1880) : *Trichodectidæ*.
158. *Damaliscus pygargus albifrons* (Burchell) : **Bovidae** : **Ongulés**.  
*Ischnocera* : *Damalinia crenelata* (Piaget, 1880) : *Trichodectidæ*.
159. *Elephas maximus* Linn. : **Elephantidae** : **Proboscidiens**.  
*Rhynchophthirina* : *Hæmatomyzus elephantis* Piaget, 1869 :  
*Hæmatomyzidæ*.
160. *Elomys quercinus* (Linn.) : **Gliridae** : **Rongeurs**.  
Anoplura : *Schizophthirius pleurophæus* (Burmeister, 1839) :  
*Hæmatopiniidæ*.
161. *Equus asinus* (Linn.) : **Equidae** : **Périssodactyles** : **Ongulés**.  
*Ischnocera* : *Damalinia equi* (Denny, 1842) : *Trichodectidæ*.  
Anoplura : *Hæmatopinus a. asini* (Linné, 1758) : *Hæmatopiniidæ*.
162. *Equus caballus* Linn. : **Equidae** : **Périssodactyles** : **Ongulés**.  
*Ischnocera* : *Damalinia equi* (Denny, 1842) : *Trichodectidæ*.  
Anoplura : *Hæmatopinus asini macrocephalus* (Burmeister, 1838) : *Hæmatopiniidæ*.
163. *Felis catus domestica* (Linn.) : **Felidae** : **Carnivores**.  
*Ischnocera* : *Felicola subrostratus* (Burmeister, 1838) : *Trichodectidæ*.
164. *Funambulus palmarum* (Linn.) : **Sciuridae** : **Rongeurs**.  
Anoplura : *Neohæmatopinus echinatus* Neumann : *Hæmatopiniidæ*.
165. *Giraffa camelopardalis* (Linn.) : **Giraffidae** : **Artiodactyles** : **Ongulés**.  
Anoplura : *Linognathus brevicornis* (Giebel, 1874) : *Hæmatopiniidæ*.
166. *Herpestes ichneumon* Linn. : **Viverridae** : **Carnivores**.  
*Ischnocera* : *Felicola inæqualis* (Piaget, 1880) : *Trichodectidæ*.
167. *Hippotragus equinus* (Desmarest) : **Bovidae** : **Artiodactyles** : **Ongulés**.  
*Ischnocera* : *Damalinia cornata* : *Trichodectidæ*.
168. *Homo sapiens* Linn. : **Hominidae** : **Primates**.  
Anoplura : *Pediculus h. humanus* Linn., 1758 : *Pediculidæ*.  
*Pediculus h. capitis* De Geer, 1758 : *Pediculidæ*.  
*Phthirius pubis* (Linn., 1758) : *Pediculidæ*.
169. *Lama huanaca glama* (Linn.) : **Camelidae** : **Artiodactyles** : **Ongulés**  
*Ischnocera* : *Damalinia breviceps* (Rudow, 1866) : *Trichodectidæ*.
170. *Lepus timidus* Linn. : **Leporidae** : **Lagomorphes** : **Rongeurs**.  
Anoplura : *Hæmodipsus lyriocephalus* (Burmeister, 1838) :  
*Hæmatopiniidæ*.

171. *Lepus timidus varronis* (Miller) : **Leporidae** : **Lagomorphes** : **Rongeurs**.  
*Anoplura* : *Hæmodipsus lyriocephalus* (Burmeister, 1838) : *Hæmatopinidæ*.
172. *Loxodonta africana* (Blumenbach) : **Elephantidae** : **Proboscidiens**.  
*Rhynchophthirina* : *Hæmatomyzus elephantis* Piaget, 1869 : *Hæmatomyzidæ*.
173. *Meles meles* (Linn.) : **Mustelidae** : **Carnivores**.  
*Ischnocera* : *Trichodectes melis* (J.-C. Fabricius, 1805) : *Trichodectidæ*.
174. *Macaca cyclopsus* (Swinhoe) : **Cercopithecidae** : **Primates**.  
*Anoplura* : *Pedicinus obtusus* (Rudow, 1869) : *Pediculidæ*.
175. *Mus musculus* (Linn.) : **Muridae** : **Rodentia** : **Rongeurs**.  
*Anoplura* : *Polyplax serrata* (Burmeister, 1838) : *Hæmatopinidæ*.  
*Hoplopleura acanthopus* (Burmeister, 1838) : *Hæmatopinidæ*.
176. *Mustela nivalis* (Linn.) : **Mustelidae** : **Carnivores**.  
*Ischnocera* : *Trichodectes mustelæ* (Schrank, 1803) : *Trichodectidæ*.
177. *Oryctolagus cuniculus* (Linn.) : **Leporidae** : **Lagomorphes** : **Rongeurs**.  
*Anoplura* : *Hæmodipsus ventricosus* (Denny, 1842) : *Hæmatopinidæ*.
178. *Ovis aries* Linn. : **Bovidae** : **Ongulés**.  
*Ischnocera* : *Damalinia ovis* (Schrank, 1781) : *Trichodectidæ*.  
*Anoplura* : *Linognathus pedalis* (Osborn, 1896) : *Hæmatopinidæ*.  
*Linognathus ovillus* (Neumann, 1907) : *Hæmatopinidæ*.
179. *Phoca vitulina* Linn. : **Phocidae** : **Carnivores**.  
*Anoplura* : *Echinophthirius h. horridus* (Von Olfers) : *Hæmatopinidæ*.
180. *Pithecia sp.* : **Cebidae** : **Primates**.  
*Anoplura* : *Pediculus lobatus* Fahrenholz : *Pediculidæ*.
181. *Procavia c. capensis* (Pallas) : **Procaviidae** : **Hyracoides**.  
*Ischnocera* : *Dasyonyx diacanthus* (Ehrenberg) : *Trichodectidæ*.
182. *Rattus norvegicus* (Berkenhout) : **Muridae** : **Rongeurs**.  
*Anoplura* : *Polyplax spinulosa* (Burmeister, 1838) : *Hæmatopinidæ*.
183. *Rattus rattus* (Linn.) : **Muridae** : **Rongeurs**.  
*Anoplura* : *Polyplax spinulosa* (Burmeister, 1838) : *Hæmatopinidæ*.
184. *Atlantoxerus getulus* (Linn.) : **Sciuridae** : **Rodentia** : **Rongeurs**.  
*Anoplura* : *Neohæmatopinus pectinifer* (Neumann) : *Hæmatopinidæ*.
185. *Sus domesticus* (Linn.) : **Suidae** : **Ongulés**.  
*Anoplura* : *Hæmatopinidæ s. suis* (Linn., 1758) : *Hæmatopinidæ*.

186. *Sus scrofa* Linn. **Suidae : Artiodactyles : Ongulés.**  
*Anoplura : Hæmatopinus suis apri* Goureau : *Hæmatopinidæ.*
187. *Sus vittatus* Muller et Schlegel : **Suidae : Artiodactyles : Ongulés.**  
*Anoplura : Hæmatopinus suis adventicius* Neumann : *Hæmatopinidæ.*
188. *Vulpes vulpes crucigera* (Bechst.) : **Canidae : Carnivores.**  
*Ischnocera : Felicola vulpis* (Denny, 1842) : *Trichodectidæ.*

### Affinités pour l'hôte

Les Phthiraptères passent toute leur existence sur le corps de leur hôte et présentent un très haut degré de spécificité parasitaire. Dans tous les cas connus, chaque hôte spécifique a son espèce particulière de Pou, et l'étude de ces parasites requiert un examen beaucoup plus soigneux qu'on ne l'imaginait autrefois. Les exemples de pluralité d'hôtes, si communément cités dans la littérature ancienne, sont soit des erreurs d'observations, soit le résultat de fausses identifications de l'hôte, du parasite ou de l'un et l'autre à la fois. La plupart des auteurs classiques anciens avaient tendance à réunir sous le même nom des formes certainement différentes. Pour en donner quelques exemples, citons *Docophorus communis* (Nitzsch), signalé chez de nombreuses espèces de Passereaux, *Degeeriella fusca* (Denny), cité chez différentes espèces d'Accipitrinés, *Colpocephalum flavescens* (Haan), mentionné chez de multiples espèces de Faucon, Milan, Aigle : *Milvus*, *Buteo*, *Falco*, *Circus*, *Aquila*, *Archibuteo*, *Haliaëtus*, *Gypaëtus*, *Harpyia*, *Pernis* et *Nyctea*. Séguy (1944) s'est malheureusement rallié à ces conceptions et en a fait état dans son si important travail. Hopkins et Clay (1952) soutiennent que l'hôte est au Pou ce que la localité est à l'Insecte libre. Ils ont effectué dans la nomenclature des remaniements profonds et ont montré que, dans des conditions normales, une espèce d'hôte ne peut héberger que l'espèce de Pou qui lui est propre. Nous nous rallions entièrement à cette conception pour les Phthiraptères et avons délibérément adopté ce principe dans le présent travail.



## BIBLIOGRAPHIE

1. BEDFORD (G. H.), 1952. — A synoptic checklist and host list of the ectoparasites found on South African Mammals, Aves and Reptila. *Rep. Vet. Res. S. Africa*, 18, 233-523, 26 fig.
2. CUMMINGS (B. F.), 1916. — Studies on the Amblycera and Mallophaga being a report upon a collection from mammals and birds of the society's gardens. *Proc. Zool. Soc.*, 253-295, 643-673.
3. DALLE TORRE (K. W.), 1908. — *Anoplura, Genera Insectorum*, 81, 22 pp., 1 pl.
4. DENNY (H.), 1842. — *Monographia Anoplurorum Britannia*, London.
5. ENDERLEIN (G.), 1904-1905. — Louse-Studien... *Zool. Anz.*, 27-29.
6. EWING (H. E.), 1929. — *A manual of external parasites*, Baltimore, 90-152, 189-202.
7. FERRIS (G. F.), 1916. — A catalogue and host list of the Anoplura *Proc. Calif. Acad. Sci.*, 6, 129-213.
8. *Idem*, 1919-1928. — Contributions towards a monograph of Sucking lice. *Leland Stanford Jr. University Pub. Univ. Ser.*, pt. I, 51 pp., 30 fig. ; II, *Biol. Sci.*, 1921, 59-133, fig. 33-83 ; III, *Biol. Sci.*, 1922, 139-178, fig. 90-118 ; IV, *Biol. Sci.*, 1928, 188-270, fig. 119-172.
9. *Idem*, 1931. — The louse of elephants. *Parasitology*, 23, 112-127.
10. FLORENCE (L.), 1921. — The hog louse (*Haematopinus suis* Linne), its biology, anatomy and histology. *Cornel University Agric. Expt., Sta. Memoires*, 51, 641-725.
11. GIEBEL (G. G.), 1879. — *Insecta epizoa*, Leipzig, pp. 308, pl. 1-20.
12. HARRISON (L.), 1916. — The genera and species of Mallophaga. *Parasitology*, 9, 1-156.
13. HOPKINS (G. H. E.), 1949. — The host association of the lice of mammals. *Proc. Zool. Soc.*, London, 119 (11), 387-604.
14. HOPKINS (G. H. E.) et CLAY (T.), 1952. — A checklist of the genera and species of Mallophaga. *British Museum (Natural History) London*.
15. KELLOGG (V. L.), 1908. — The genera of *Mallophaga* with list of species and hosts. *Wytsman's Genera Insectorum*, Brussels, 68, 87 pages.
16. MjöBERG (E.), 1910. — Studien über Mallophagen und Anopluren. *Arch. f. Zool.*, Stockholm, 6 (18), 1-297, 156 fig., pl. 1-5.
17. PIAGET (E.), 1880. — *Les Pédiculinés*, Leyde, I-XXXIX, 1-714, pl. I-LVI.
18. *Idem*, 1885. — *Les Pédiculinés*, Supplément, Leyde, 1-161, pl. 17.
19. SÉGUY (E.), 1944. — *Faune de France*, 43, *Insectes Ectoparasites*, 23-459, fig. 10-736.

(Travail de l'Institut de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris.

Directeur : Prof. H. GALLIARD)

## TABANIDES DE CÔTE D'IVOIRE

Par J. DOUCET, M. OVAZZA et J. P. ADAM

La faune des Tabanides de la Côte d'Ivoire était, jusqu'à présent, assez mal connue. Dans la littérature, à peine une douzaine d'espèces était mentionnée comme provenant avec certitude de ce territoire. On trouve assez souvent chez les auteurs des mentions telles que ... « Côte d'Ivoire », ... « de la Sierra Leone au Congo », ... « dans toute la forêt guinéenne », dont il est difficile de tenir compte. La première de ces mentions est ininterprétable pour les espèces de savanes, la Côte d'Ivoire comprenant, avant 1945, toute la zone de savanes sèches de l'actuelle Haute-Volta ; les deux autres indications ne signifiant habituellement rien de plus que la présence de ces espèces en Sierra Leone, Liberia ou Gold Coast, territoires beaucoup plus prospectés que la Côte d'Ivoire. On doit noter qu'Oldroyd, dans son ouvrage sur les Tabanides de la Région éthiopienne, laisse toujours la Côte d'Ivoire en réserve sur les cartes de répartition.

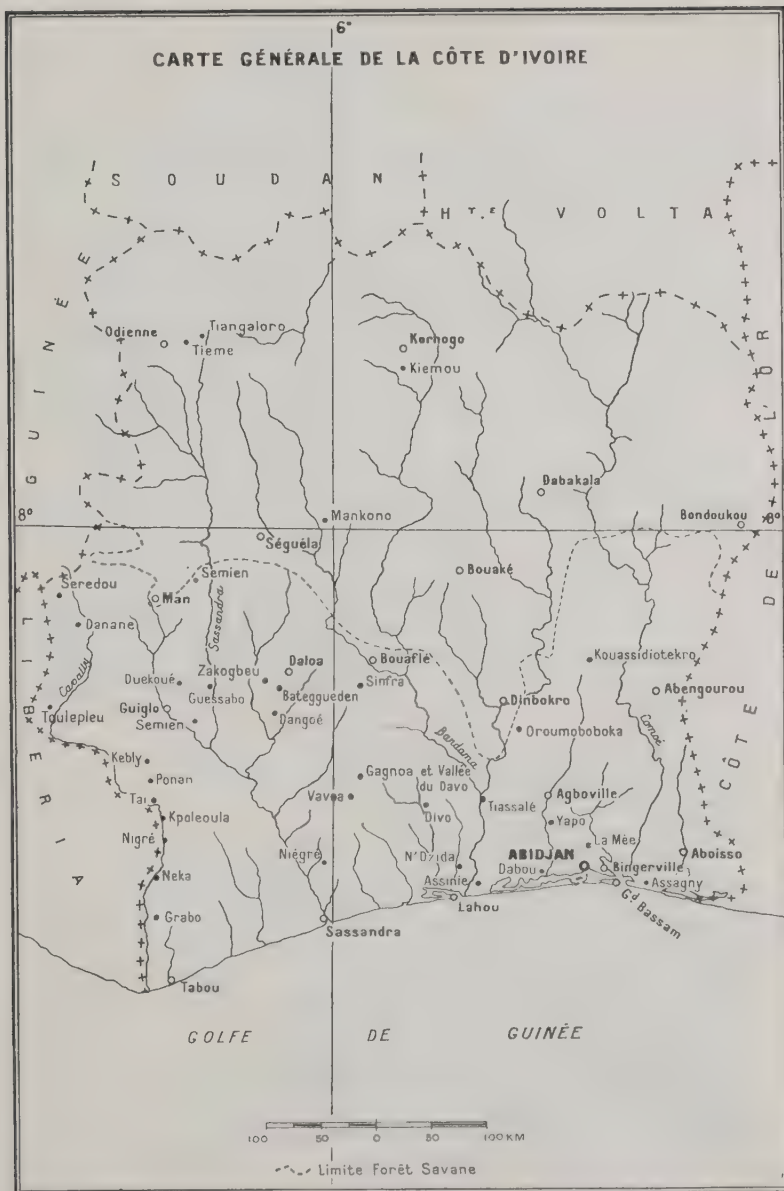
### Données géographiques (fig. 1)

Le territoire, tel qu'il est actuellement délimité, couvre les bassins des fleuves côtiers Comoé, Bandama, Sassandra et Cavally. Il n'atteint le bassin des Voltas que dans son angle Nord-Est où la Volta Noire forme la frontière avec la Gold Coast.

Au Nord-Ouest, les cercles de Man et de Danané se trouvent en partie dans la région montagneuse qui se prolonge sur la Guinée forestière. Au Nord, les cercles de Korhogo et d'Odienné sont déjà de caractère soudanien et forment la partie amont des bassins des rivières Baoulé et Bagoé, affluents du Niger.

La forêt (limite Nord en pointillé sur la carte) est aujourd'hui en beaucoup de ses parties très dégradée et a souvent perdu sa voûte supérieure qui n'est plus représentée que par quelques arbres isolés. Le long de la côte existent de petites savanes en voie de régression (près de Dabou par exemple).

# CARTE GÉNÉRALE DE LA CÔTE D'IVOIRE



### Liste des espèces

#### 1) Espèces mentionnées dans la littérature :

- Philoliche semilivida* Bigot (Assinie ; Surcouf, in *Genera insectorum*).  
*Thaumastocera akwa* Grünberg (Basse Côte d'Ivoire ; ♂ nommé *T. vitata* par Surcouf, 1922).  
*Tabanus (Hybomitra) chevalieri* Surcouf (Basse Côte d'Ivoire ; Surcouf et Ricardo, 1909).  
*Tabanus ruficrus* P. de B. (Côte d'Ivoire ; Surcouf et Ricardo, 1909).  
*Tabanus boueti* Surcouf (Côte d'Ivoire ; Surcouf et Ricardo, 1909).  
*Tabanus besti* Surcouf (Côte d'Ivoire ; Surcouf et Ricardo, 1909).  
*Tabanus combustus* Bigot (Assinie ; Surcouf, in *Genera insectorum*).  
*Tabanus thoracinus* P. de B. (Assinie ; Surcouf, in *Genera insectorum*).  
*Tabanus conformis* Walker (San Pedro, Grand Bassam ; Surcouf et Ricardo, 1909. — Assinie, nommé *T. socialis* ; Surcouf, in *Genera insectorum*).  
*Hippocentrum strigipenne* Karsch (Côte d'Ivoire ; Oldroyd, 1952).  
*Hæmatopota grahami* Austen (Yapo ; Oldroyd, 1952).  
*Hæmatopota guineensis* Bigot (Assinie ; Surcouf, in *Genera insectorum*).

#### 2) Espèces récoltées :

Nous ferons état des espèces mentionnées dans l'article d'Ovazza et coll. (4), ainsi que d'un certain nombre d'exemplaires qui nous ont été adressés amicalement par J. Morel, du Service de l'Élevage de l'A.O.F.

- Chrysops distinctipennis* Austen 1906.  
*Chrysops longicornis* Macquart 1838.  
*Thaumastocera akwa* Grünberg 1906.  
*Tabanocella stimulans* Austen 1910.  
*Hinea rodhaini* Bequaert 1913.  
*Ancala fasciata typicus* Fabricius 1775.  
*Euancala maculatissima irrorata* var. *eburneensis* n. var.  
*Tabanus marmorosus* Surcouf 1909.  
*Tabanus tenuipalpis* Austen 1912.  
*Tabanus triquetornatus* Carter 1915.  
*Tabanus argenteus* var. *williamsi* Austen 1908.  
*Tabanus pluto* Walker 1848.  
*Tabanus biguttatus* Wiedemann 1830.  
*Tabanus ruficrus* Palisot de Beauvois 1807.  
*Tabanus par* Walker 1858.  
*Tabanus zoulouensis* var. *obscurior* Ricardo 1908.  
*Tabanus thoracinus* P. de B. 1807.

- Tabanus besti* Surcouf 1907.  
*Tabanus besti* var. *arbucklei* Austen 1912.  
*Tabanus lubutuensis* Bequaert 1930.  
*Tabanus obscurehirtus* Ricardo 1908.  
*Tabanus combustus* Bigot 1891.  
*Tabanus secedens* Walker 1858.  
*Tabanus secedens* var. *kingsleyi* Ricardo 1908.  
*Tabanus secedens* var. *regnaulti* Surcouf 1912.  
*Tabanus simpsoni* Austen 1912.  
*Tabanus conformis* Walker 1848.  
*Tabanus postacutus* Oldroyd 1947.  
*Tabanus flavicoxa* Oldroyd 1954.  
*Tabanus fuscipleuris* Oldroyd 1954.  
*Tabanus tæniola* P. de B. 1807.  
*Tabanus sticticolis* Surcouf 1906.  
*Tabanus laverani* Surcouf 1907.  
*Tabanus subangustus* Ricardo 1908.  
*Tabanus martini* Surcouf 1907.  
*Hippocentrum murphyi* Austen 1912.  
*Hippocentrum versicolor* Austen 1912.  
*Hippocentrum strigipenne* Karsch 1889.  
*Hæmatopota griseicoxa* Oldroyd 1952.  
*Hæmatopota guineensis* Bigot 1891.  
*Hæmatopota torquens* Austen 1908.  
*Hæmatopota decora* Walker 1850.  
*Hæmatopota brucei* Austen 1908.  
*Hæmatopota adami* Ovazza 1956.  
*Hæmatopota pallidipennis* Austen 1908.

### Biologie et répartition géographique

#### A. — Genre *Chrysops*

Nous n'avons trouvé que très peu de *Chrysops* dans la zone forestière et, jusqu'à présent, aucune des espèces connues pour transmettre à l'homme la filariose à *Loa loa*. Des deux espèces mentionnées, seule *C. longicornis* est réellement forestière ; *C. distinctipennis* est zoophile et atteint les régions de savane assez sèche de la Haute-Volta.

- *Chrysops distinctipennis* Austen 1906 : Cercle de Bouaké (Morel réc.). Septembre.
- *Chrysops longicornis* Macquart 1838 : Kebly près Taï, grande forêt. Mai.

**B. — Genre *Thaumastocera***

- *Thaumastocera akwa* Grünberg 1906 : Forêt le long du canal d'Assagny, cercle de Bingerville. Station d'Adiopodoumé près d'Abidjan. Mai, juillet, octobre. Zraluho, subd. Zuénoula. Janvier, 1 ♂ (Château réc.).

**C. — Genre *Tabanocella***

- Tabanocella stimulans* Austen 1910 : Sinfra, cercle de Bouaflé. Environs de Gagnoa. Forêt de Zakogbeu et Bateggueden, cercle de Daloa. Mai, juillet. Nous avons capturé cette espèce généralement à la tombée de la nuit, sauf deux exemplaires qui furent pris à onze heures du matin, mais par temps froid et avec un ciel couvert.

**D. — Genre *Hinea***

- Hinea rodhaini* Bequaert 1913 : Station d'Adiopodoumé près d'Abidjan. Cette localité semble être la plus occidentale signalée jusqu'à ce jour. Septembre.

**E. — Genre *Ancala***

- *Ancala fasciata* Fabricius 1775 : Grand Lahou. Canal d'Assagny, cercle de Bingerville. Vallée du Davo, cercle de Gagnoa. Mai, août, septembre. Une partie des exemplaires était nettement intermédiaire entre la forme type et la var. *nilotica* Austen.

**F. — Genre *Euancala***

- *Euancala maculatissima* ssp. *irrorata* var. *eburneensis* n. var. (voir description p. 292) : Godiew, cercle de Sassandra (Ovazza et coll. : 1 ♀). Daloa (Ovazza et coll. : 1 ♀). N'zo près de Duékoué (1 ♀). Oroumboboka dans la forêt, cercle de Dimbokro (2 ♀). Vallée du Davo près de Gagnoa (1 ♀). Zakogbeu, cercle de Daloa (1 ♀). Issia, cercle de Daloa (1 ♀). Mai, septembre, décembre.

**G. — Genre *Tabanus***

- *Tabanus marmorosus* Surcouf 1909 : Forêt de Semien, cercle de Man (Ovazza et coll.). Taï. Niegre au Nord de Sassandra. Janvier, mai et septembre.
- *Tabanus tenuipalpis* Austen 1912 : Forêt-galerie près de Man-kono, cercle de Séguéla. Forêt d'Oussrou près de Dabou. Juillet, septembre.
- *Tabanus triquetornatus* Carter 1915 : Zoanle à l'Ouest de Man. Janvier.



- *Tabanus argenteus* var. *williamsi* Austen 1908 : Oroumboboka, cercle de Dimbokro. Mars.
- *Tabanus pluto* Walker 1848 : Bouaké (Ovazza et coll.). Taï. Zakogbeu, cercle de Daloa. Duékoué, cercle de Man. Mai, juillet.
- *Tabanus biguttatus* Wiedemann 1830 : Korhogo. Mai (Morel réc.).
- *Tabanus ruficrus* P. de B. 1807 : Adiopodoumé près d'Abidjan. Divo, cercle de Grand-Lahou. Vallée du Davo, cercle de Gagnoa. Oroumboboka, cercle de Dimbokro. Zoanle à l'Ouest de Man. Janvier, mars, juillet, septembre.
- *Tabanus par* Walker 1854 : Route de Bamoro, cercle de Bouaké. Plantation Lapesme près de Grand-Lahou. Mai.
- *Tabanus zoulouensis* var. *obscurior* Ricardo 1908 : Forêt de Néka, cercle de Tabou. Mai.
- *Tabanus thoracinus* P. de B. 1807 : Forêt-galerie près d'Odienné (Ovazza et coll.). Environs de Daloa (Ovazza et coll.). Dangôé, cercle de Daloa. Guessabo, cercle de Daloa. Bouaké. Assagny, cercle de Bingerville. Mai, juillet, octobre.
- *Tabanus besti* Surcouf 1907 : Forêt de Semien et village de Zoanle, cercle de Man. Vallée du Davo, cercle de Gagnoa. Zakogbeu et Bateggueden, cercle de Daloa. Duékoué, cercle de Man. Janvier, mai, juillet.
- *Tabanus besti* var. *arbucklei* Austen 1912 : Forêt de Danané (Ovazza et coll.). Environs de Daloa (Ovazza et coll.). Vallée du Davo, cercle de Gagnoa. Bateggueden, cercle de Daloa. Kpoleoula près Taï. Taï. Grabo et forêt de Néka, cercle de Tabou. Zouanle près Man. Janvier, mai, juillet.
- *Tabanus lubutuensis* Bequaert 1930 : Godiew, cercle de Sassandra (Ovazza et coll.). Zakogbeu, cercle de Daloa. Juillet, décembre.
- *Tabanus obscurehirtus* Ricardo 1908 : N'Dzida près de Grand-Lahou. Mai.
- *Tabanus combustus* Bigot 1891 : Grand-Lahou. Zoanle près de Man. Janvier, septembre.
- *Tabanus secedens* Walker 1858 : Divo, cercle de Grand-Lahou. Grabo Neka et Tabou, cercle de Tabou. Kpoleoula et Taï. N'zo près de Duékoué. Sinfra, cercle de Bouaflé. Sérédou à la frontière de Guinée. Mont Tonkui près de Man. Adiopodoumé près d'Abidjan. Kouassi-Diotékro à l'Est du cercle de Dimbokro. Janvier, mars, avril, mai, juin.

- *Tabanus secedens* var. *kingsleyi* Ricardo 1908 : Gouétimba, Déhoulé, Tobby et Souin, cercle de Man (Ovazza et coll.). Oroumboboka, cercle de Dimbokro, en savane, près de la forêt. Janvier, février, mai, juillet.
- - *Tabanus secedens* var. *regnaulti* Surcouf 1912 : Forêt près Man (Ovazza et coll.). Mai.
- *Tabanus simpsoni* Austen 1912 : Oroumboboka dans la savane, cercle de Dimbokro. Mai.
- *Tabanus conformis* Walker 1848 : Toulépleu près Danané. Zoanle, cercle de Man. Rives de la Sassandra près de Guessabo, cercle de Daloa. Grand-Lahou. Canal d'Assagny, cercle de Bingerville. Neka, cercle de Tabou. Janvier, février, juillet, septembre.
- *Tabanus postacutus* Oldroyd 1947 : Dispensaire de Bondoukou (Diallo-Bellan réc.). Zraluho, subd. Zuénoula, cercle de Bouaké (Château réc.). Zoanle, cercle de Man. Janvier.
- *Tabanus flavicoxa* Oldroyd 1954 : Tonkrata (Morel réc.) et Zoanle, cercle de Man. Janvier, décembre.
- *Tabanus fuscipleuris* Oldroyd 1954 : Tonkrata (Ovazza et coll.) et Zoanle, cercle de Man. Janvier, décembre.
- *Tabanus taeniola* P. de B. 1807 : Tonkrata, cercle de Man (Ovazza et coll.). Près de Ferkessedougou, cercle de Korhogo (Ovazza et coll.). Badihaka, Sud de Ferkessedougou, cercle de Korhogo (Valade réc.). Environs de Korhogo (Morel réc.). Environs de Bouaké. Route de M'Bahiakro, cercle de Bouaké (Valade réc.). Guessabo, cercle de Daloa. Kouassi-Diotékro, cercle d'Abengourou. Février, juin, juillet, septembre, décembre.
- *Tabanus sticticolis* Surcouf 1907 : Villages de Ouengo, Endaye et Massiou, subd. Bouna, cercle de Bondoukou (Traoré-Sand réc.). Janvier.
- *Tabanus laverani* Surcouf 1907 : Kiemou au Sud de Korhogo, petite forêt-galerie. Mai.
- *Tabanus subangustus* Ricardo 1908 : Environs de Bouaké (Ovazza et coll.). Juillet.
- *Tabanus martini* Surcouf 1907 : Tiangaloro au Nord-Ouest d'Odienné (Valade réc.). Décembre.

#### H. — Genre *Hippocentrum*

- *Hippocentrum murphyi* Austen 1912 : Cette espèce était connue jusqu'à présent de Sierra Leone, Liberia et Gold Coast.

Vallée du Davo près de Gagnoa. Zakogbeu et Bateggueden, cercle de Daloa. Duékoué, cercle de Man. Toutes ces captures ont été faites pendant le mois de juillet. Cette espèce est extrêmement abondante à cette époque et on peut la capturer en quantité, tant dans la forêt que dans les villages, à toute heure du jour. Elle ne pique que rarement le jour et uniquement par temps froid et couvert. Par contre, alors que l'on trouve beaucoup moins d'individus la nuit, ceux qui se rencontrent entre 23 heures et 2 heures du matin sont assez agressifs. La taille est toujours plus grande que celle des autres *Hippocentrum*, mais assez variable.

Beaucoup d'individus ont les premiers tergites abdominaux relativement clairs ; quelques exemplaires présentaient sur les ailes des rosettes élémentaires, entre autres autour de la fourche de R 4-5.

- *Hippocentrum versicolor* Austen 1912 : Forêt de l'Oroumboboka, cercle de Dimbokro. Forêt de Semien, cercle de Man. Mai, août.
- *Hippocentrum strigipenne* Karsch 1889 : Forêt de Niégré, cercle de Sassandra. Septembre.

#### I. — Genre *Hæmatopota*

- *Hæmatopota griseicoxa* Oldroyd 1952 : Environs de Daloa (Ovazza et coll.). Maison à Taï. Forêt de Neka, cercle de Tabou. Vallée du Davo près de Gagnoa. Zakogbeu, Bateggueden et Guessabo, cercle de Daloa. Duékoué et forêt de Semien, cercle de Man. Janvier, mai, juillet, août. Abondant en juillet-août, ne semble pas agressif.
- *Hæmatopota guineensis* Bigot 1891 : Zakogbeu, cercle de Daloa. Juillet.
- *Hæmatopota torquens* Austen 1908 : Vavoa, cercle de Gagnoa. Vallée du Davo, cercle de Gagnoa. Forêt de Neka et de Grabo, cercle de Tabou. Forêts des environs de Taï. Forêt de Koleahinou, près de Duékoué, cercle de Man. Environs de Duékoué, route de Danané et village de Zoanle, cercle de Man. Janvier, mars et juillet. Très abondants par endroits pendant le jour, mais peu agressifs.
- *Hæmatopota decora* Walker 1850 : Environs de Man, Danané et Korhogo (Morel réc.). Tiémé au Nord d'Odienné (Valade réc.). Septembre, octobre, décembre.

- *Haematopota brucei* Austen 1908 : Zakogbeu, cercle de Daloa. 2 ♀. Juillet. Cette espèce était jusqu'à présent considérée comme strictement d'Afrique Orientale.
- *Haematopota adami* Ovazza 1956 : Environs de Bouaké, savane. Juillet (Ovazza et coll.).
- *Haematopota pallidipennis* Austen 1908 : Bac du Bafing au Nord de Man, savane. 2 ♀ (Ovazza et coll.). Décembre.

#### Description de :

*Eumecurus maculatissima* ssp. *irrorata* var. *eburneensis* n. var.

Les exemplaires capturés ne correspondent pas exactement à la description de la sous-espèce *irrorata* et présentent tous certains caractères de la sous-espèce *maculatissima* ; en fait, ils réunissent certains des caractères de chaque sous-espèce. Nous donnons ci-dessous leurs principales caractéristiques (fig. 2).



Le scutellum n'est ni élargi, ni renflé dans sa partie postérieure et porte à son apex une tache rouge comme *maculatissima*, mais en outre deux taches latérales blanchâtres comme *irrorata* (ces taches ne sont pas présentes sur tous les exemplaires). La décoration des tergites abdominaux est en gros celle de *irrorata*, cepen-

Le dernier tergite est rouge orangé, ainsi que les taches apico-latérales de l'avant-dernier. Le dernier sternite et les deux grandes taches latérales de l'avant-dernier sont aussi rouge orangé.

Les ailes sont beaucoup plus mélaniques que chez les deux sous-espèces classiques, mais elles réunissent les caractères de l'une et de l'autre : à l'apex, les taches blanches sont encore plus réduites que chez *irrorata* et complètement séparées les unes des autres ; la même réduction s'observe dans la partie moyenne, mais aboutit là à une disposition voisine de celle de *maculatissima*, les taches blanches des cellules postérieures étant complètement séparées de celles des cellules discales et submarginales.

Tous les spécimens semblent donc nettement mélaniques, mais avec un mélange de caractères de l'une et l'autre sous-espèce. Leur aspect n'est pas celui d'un moyen-terme entre *maculatissima* et *irrorata*, certains caractères étant plutôt plus accentués que chez les spécimens typiques des deux sous-espèces, mais plutôt d'hybrides. Il semble difficile d'admettre qu'il s'agisse effectivement d'hybrides, car nous nous trouvons ici à l'extrémité occidentale de la zone d'*irrorata* et très loin de celle de *maculatissima*. Il serait intéressant de rechercher si des exemplaires analogues se retrouvent ailleurs.

Provisoirement, nous proposons de considérer les exemplaires récoltés comme une variété de la sous-espèce *irrorata* Surcouf avec le nom de var. *eburneensis*. Nous n'avons trouvé aucun spécimen de cette espèce présentant des caractères différents dans cette région entre les années 1953 et 1956.

Le type, provenant de Zakogbeu, cercle de Daloa, et les paratypes sont déposés dans la collection de l'I.D.E.R.T.-Adiopodoumé, au Laboratoire d'Entomologie médicale, sous les numéros T. 1, P.T. 1-2-3.

### RÉSUMÉ

Les auteurs étudient la répartition et la biologie de 45 espèces de Tabanides de la Côte d'Ivoire, dont 4 étaient déjà connues : 53 espèces sont donc actuellement connues de la Côte d'Ivoire. Description d'*Euancala maculatissima* ssp. *irrorata* var. *eburneensis* var. n.

## BIBLIOGRAPHIE

- (1) GAILLARD (H.). — 1933. Quelques Diptères vulnérants du Gabon. *Ann. Parasit. Hum. Comp.*, XI, pp. 24-45.
- (2) OLDROYD (H.). — 1952. The Horse-flies (*Diptera, Tabanidæ*) of the Ethiopian Region. Vol. I : *Hematopota* and *Hippocentrum*. *British Museum* (Nat. Hist.), London.
- (3) OLDROYD (H.). — 1954. The Horse-flies of the Ethiopian Region. Vol. II : *Tabanus* and related Genera. *British Museum* (Nat. Hist.), London.
- (4) OVAZZA (M.), HAMON (J.), RICKENBACH (A.) et MOREL (J.). — 1956. Contribution à l'étude des *Tabanidæ* (*Diptera*) d'Afrique Occidentale Française. *Ann. Parasit. Hum. Comp.*, XXXI, pp. 437-448.
- (5) OVAZZA (M.) et TAUFFLIEB (R.). — 1952. Tabanides d'A.E.F. *Bull. Inst. Et. centraf.*, IV, pp. 131-141.
- (6) OVAZZA (M.) et TAUFFLIEB (R.). — 1954. Les genitalia femelles des Tabanides et leur importance en systématique. *Ann. Parasit. Hum. Comp.*, XXIX, pp. 250-264.
- (7) RAGEAU (J.), GRENIER (P.) et ADAM (J.-P.). — 1955. *Tabanidæ* du Cameroun français. *Ann. Parasit. Hum. Comp.*, XXX, pp. 243-271.
- (8) SURCOUF (J.) et ARIAS-ENCOBET (J.). — 1910. Notes sur les Diptères piqueurs recueillis par le Dr Gaillard (mission Tilho au Niger-Tchad). *Bull. Soc. Path. Exot.*, III, pp. 754-755.
- (9) SURCOUF (J.) et RICARDO (G.). — 1909. *Etude monographique des Tabanides d'Afrique*. Masson, Paris, p. 142.
- (10) TAUFFLIEB (R.) et FINELLE (P.). — 1956. Etude écologique et biologique des Tabanides d'Afrique Equatoriale Française. *Bull. Inst. Et. centraf.*, XII, pp. 209-251.
- (11) ZUMPT (F.). — 1949. Medical and Veterinary importance of Horse-flies. *S. Afr. med.*, XXIII, 359-362.

(Office de la Recherche Scientifique et Technique Outre-Mer).

---



## L'ÉVOLUTION LARVAIRE DE *OESTRUS OVIS* (LINNÉ, 1761)

Par M. SICART, J. RUFFIÉ et M. MEIRA

### RAPPEL BIOLOGIQUE

L'Œstre du mouton est un parasite protélien ; sa vie larvaire se déroule entièrement dans les sinus frontaux des moutons ou des chèvres qui sont ses hôtes normaux.

Classiquement, la femelle pond en plein vol, sur le bord externe des naseaux, une petite larve de un millimètre au plus. Cette larve remonte les voies aériennes et gagne activement les sinus où elle continuera et terminera son évolution. Cette évolution demande de trois à six mois et comprend divers stades. Arrivée à maturité, la larve quitte activement le sinus et tombe à terre. Elle se transforme en pupa en 24 heures ; la nymphose commence alors. Désormais, l'animal mènera une vie libre jusqu'à la mort.

Plus rarement, la mouche pond dans l'œil de l'animal : on admet que cette localisation aberrante aboutit au rejet ou à la destruction de la larve. Cependant, à la suite d'observations faites par l'un de nous, nous pensons que la larve « oculaire » peut remonter le canal lacrymal et atteindre par là le sinus où son développement se poursuivra. Il est probable que la conjonctivite des ovins et caprins, signalée par de nombreux bergers de Tunisie et attribuée à l'action irritative de barbes de graminées, est due souvent en réalité à la ponte de l'Œstre ; l'efficacité de la thérapeutique nicotinique (une application de tabac à priser suffit pour guérir la bête atteinte) vient encore corroborer cette hypothèse.

Chez l'homme, la ponte se produit le plus souvent dans l'œil : elle entraîne alors une réaction allergique locale violente, réalisant le tableau clinique de la myiase oculaire. Cette réaction va aboutir à l'expulsion de la larve, facilitée par diverses manœuvres. Même quand elle est déposée à l'orifice des narines de l'homme, il ne semble pas que la larve puisse atteindre les sinus.

La myiase œstrienne humaine constitue donc une véritable « impasse parasitaire ». En Tunisie, l'un de nous a observé trois cas de

ponte dans l'œil humain chez des sujets debout ou en position élevée (à cheval, sur un tracteur, sur un quai d'embarquement). Dans chaque cas, le patient a senti un choc sur l'œil, choc provoqué peut-être par l'oviducte de l'Œstre qui a déposé en vol une ou plusieurs larves sur la conjonctive.

Nous avons fait les mêmes constatations dans les Iles du Cap Vert où la myiase oculaire humaine semble particulièrement fréquente. Les indigènes disent ici que ces mouches « pissent des vers dans les yeux ». La thérapeutique locale consiste à instiller quelques gouttes d'huile d'olive ou une infusion de tabac, ou encore à déposer sur la conjonctive des semences de marjolaine.

D'autres localisations de myiases œstriennes humaines ont été signalées ; nous avons noté au Cap Vert des cas de myiases pharyngiennes, génératrices de dysphagies et dues probablement à la fixation sur les piliers et le pharynx de larves d'Œstres pondues au niveau de la bouche chez des personnes endormies en plein air. Les indigènes les traitent par des gargarismes d'huile d'olive, de rhum ou d'eau salée, et souvent aussi par infusion de tabac et de pétrole.

Nous n'avons jamais observé, dans notre pratique médicale, le parasitisme de l'oreille signalé par Condorelli, ni celui des voies respiratoires signalé chez l'homme et les animaux par Contu-Cabras.

### ETUDE DES STADES LARVAIRES

Chez les Diptères Cycloraphes, il est généralement admis que la larve passe par trois stades avant la pupaison. Pour Gedoelst (cité par E. Brumpt), l'évolution des larves d'Œstridés se fait en trois stades. Braver pense que, dans ce groupe, *Hypoderma lineatum* présente quatre stades larvaires.

Nous avons repris l'étude du problème de l'évolution larvaire d'*Œstrus ovis* à partir du matériel récolté en France, en Tunisie et aux Iles du Cap Vert.

Les caractères morphologiques de ces larves permettent d'identifier en toute certitude trois stades : les stades I, II et III. La différenciation de ces stades est basée sur la disposition et la forme des épines ventrales (fig. 1), ainsi que sur divers autres changements morphologiques qui surviennent entre ces différents stades. Cependant, quand on étudie la répartition du nombre des piquants présents sur les anneaux des larves du stade III, on se rend compte que ce stade correspond en réalité à deux stades morphologiquement identiques, mais différenciables par le nombre moyen de piquants observés sur les anneaux. Ce caractère statistique doit donc permet-

tre de décrire non plus un seul stade III, mais un stade III et un stade IV.

Envisageons successivement tous ces stades :

### LARVE DU STADE I :

#### Etude du mouvement

Dans un cas de myiase oculaire, datant de quatre jours, nous avons pu observer à la loupe, après anesthésie, le parasite se déplaçant entre la conjonctive et une lame translucide de sécrétion due à l'irritation causée par les épines. Nous avons noté les mouvements de la larve I *in situ*. Il y a d'abord un allongement du corps, puis fixation de la tête, ensuite contraction du corps qui ramène la partie

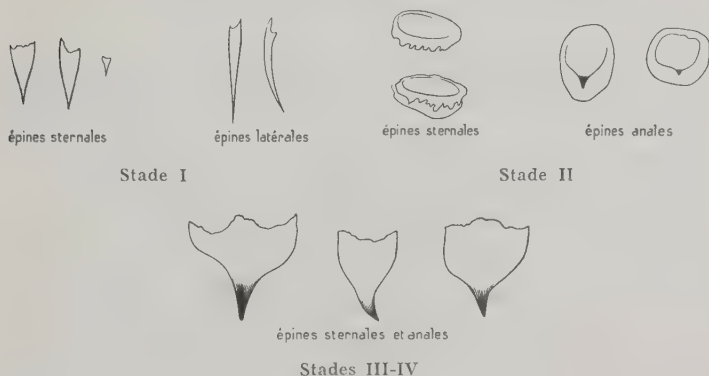


FIG. 1. — Forme des épines aux différents stades larvaires d'*Oestrus ovis*

postérieure en avant. Celle-ci se fixe alors et est suivie d'allongement de tout le corps qui projette la partie antérieure en avant et ainsi de suite. Le mécanisme peut être décomposé comme suit : il y a deux points de fixation :

1) le point céphalique actif, agissant isolément et destiné, une fois les crochets fixés, à tirer le reste du corps dans une contraction puissante ;

2) le point de fixation anal, passif, qui est aidé par les rangées de petites épines disposées en demi-cercle ventral et dont l'action se borne à empêcher la larve de « déraper » en arrière lors du mouvement d'allongement. Les larves plus âgées se déplacent à peine, grâce au même mécanisme plus lentement exécuté.

### Etude morphologique

La larve du stade I est translucide, de teinte blanche ; la bouche entourée de fines épines, surtout denses à la lèvre inférieure, laisse saillir deux crochets articulés chacun sur une branche d'un appareil chitineux en forme d'U. Deux prolongements en fuseau partent de la base de l'U et donnent insertion à des muscles. Le corps porte dix bandes de fines spinules disposées chacune sur deux à trois rangs et couvrant la moitié ventrale du corps ; au niveau des bourrelets latéraux des segments, les spinules sont plus denses et plus longues, formant de véritables bouquets. La région anale comporte deux tubercules garnis d'épines foncées et acérées. Les stigmates respiratoires se trouvent sur le segment IX dorsalement et semblent être en saillie sur des siphons cylindriques bien séparés.

#### LARVE DU STADE II :

Larve opaque, d'un blanc pur. La forme générale est moins déliée ; elle sera la même au stade suivant. L'entonnoir buccal semble se dessiner, le bourrelet antérieur est plus accusé, mais le bourrelet postérieur est encore rudimentaire. Ces bourrelets sont recouverts d'épines comme au stade précédent. La différence essentielle intéresse les épines des segments ventraux. A l'épine allongée aiguë succède une épine à implantation ovale, dont le bord libre est irrégulier. Les épines latérales ont pratiquement disparu, ce qui paraît en rapport avec le nouveau mode de vie de la larve ; celle-ci a terminé sa migration active et son activité se limite désormais à se nourrir en résistant avec les tubercules ventraux aux courants d'air d'éternuement de l'animal-hôte. Les épines du dernier segment ont aussi changé de forme ; elles ne sont plus que de courtes spinules chitineuses qui garnissent en grand nombre le bourrelet terminal. Les plaques stigmatiques sont triangulaires à angles très arrondis ; elles ne changeront plus de forme au stade suivant.

#### LARVE DES STADES III ET IV :

Ces deux stades sont morphologiquement identiques. Les épines sont modifiées. Elles prennent leur forme définitive caractéristique. La pièce intermédiaire supportant les crochets a, elle aussi, subi une évolution déjà sensible au stade précédent ; sa forme en U du stade I est conservée, mais les branches sont plus trapues, plus courtes et les prolongements postérieurs, raccourcis eux aussi, prennent un aspect tassé. Les rangées d'épines sont moins nombreuses dans les bandes ventrales, 2-3 environ ; les épines montrent une large bande d'implantation et une pointe aiguë courte, plus ou

moins chitinisée. La forme générale de ces épines représentée à la figure 1 subit de légers changements dans la largeur. Sur les larves les plus petites, on rencontre parfois des épines qui font penser au stade II. La couleur de la larve varie du blanc mat à une teinte vineuse, probablement due à l'absorption de mucus sanguinolent. Les épines foncées sont nettement visibles.

La taille des larves est très variable ; on ne peut se baser sur elle pour séparer les différents stades. Elle doit dépendre de la richesse plus ou moins grande du milieu, de la saison, de l'état de santé de l'hôte :

- les larves primaires mesurent de 1 à 8 mm. ;
- les larves II, de 7 à 11,7 mm. ;
- les larves III et IV, de 11,3 à 15,8 mm. ou plus.

#### *DIFFERENCIATION DES LARVES DES STADES III ET IV :*

Nous avons essayé de différencier les larves de ces deux stades par le nombre de piquants portés sur les segments. L'ensemble des larves qui n'appartiennent pas aux stades I et II étaient au nombre de 389. Elles ont été divisées suivant la taille, en trois lots :

1<sup>er</sup> lot : larves très probablement du stade III ;

2<sup>e</sup> lot : larves très probablement du stade IV ;

Classes	Stade III	Stade IV	Stade indéterminé	Total général
350-400 .....		1	2	3
401-450 .....			1	1
451-500 .....	2	9	4	15
501-550 .....	13	20	11	44
551-600 .....	10	30	22	62
601-650 .....	16	40	13	69
651-700 .....	9	36	14	59
701-750 .....	6	37	18	61
751-800 .....	1	24	8	33
801-850 .....		15	4	19
851-900 .....	1	8	1	10
901-950 .....		5	1	6
951-1.000 .....		4		4
1.001-1.050 .....		2	1	3

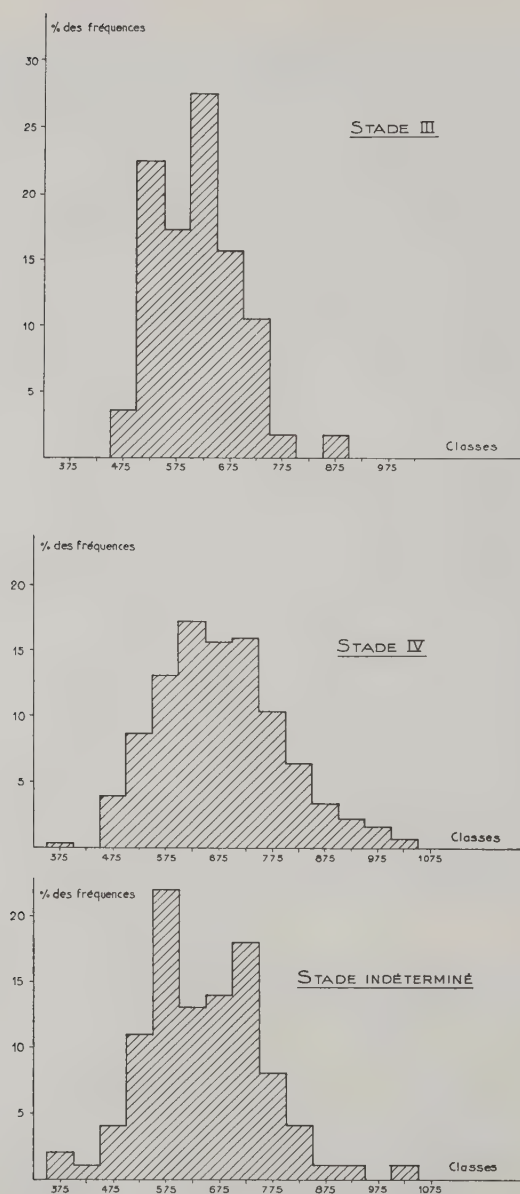


FIG. 2. — Fréquence relative des 14 catégories établies suivant le nombre total des piquants au cours des différents stades larvaires d'*Oestrus ovis*.



3° lot : larves intermédiaires, difficiles à classer dans l'un des lots précédents (stade indéterminé).

Dans chaque lot, les larves ont été groupées en 14 classes différentes, suivant le nombre total de piquants. La première classe comprend les animaux portant de 351 à 400 piquants, la deuxième ceux portant de 401 à 500 piquants, et ainsi de suite jusqu'à 1.050. Le tableau suivant résume les résultats :

En ramenant ces chiffres à des fréquences relatives, il est possible de bâtir les histogrammes suivants (fig. 2).

Nous avons ensuite calculé les moyennes, puis comparé ces moyennes par la méthode du « t » de Student. Nous avons obtenu les résultats suivants :

1° *Comparaison du stade III et du stade indéterminé :*

Tous calculs faits, on trouve :  $t = 1,83$

(or pour  $v = 156$ ,  $t$  à 5 % = 1,96)

L'écart n'est donc *pas* significatif.

2° *Comparaison du stade IV et du stade indéterminé :*

Tous calculs faits, on trouve :  $t = 2,5525$

(or pour  $v = 329$ ,  $t$  à 5 % = 1,96 et  $t$  à 1 % = 2,58)

L'écart est donc *significatif* à 5 %.

Il existe un écart significatif entre la moyenne du nombre de piquants observée chez les larves du stade IV et celle observée chez les larves du stade « indéterminé ».

3° *Comparaison du stade III et du stade IV :*

On trouve :  $t = 4,0483$

(or pour  $v = 287$ ,  $t$  à 5 % = 1,96 et  $t$  à 1 % = 2,58)

L'écart est *significatif* à 1 %.

Il existe donc un écart hautement significatif entre la moyenne du nombre de piquants observée chez la larve du stade IV et celle observée chez la larve du stade III.

## CONCLUSION ET RÉSUMÉ

1° L'étude morphologique des larves d'*Oestrus ovis* (forme des piquants en particulier) permet de différencier trois stades larvaires :

- le stade I ;
- le stade II ;
- un troisième groupe.

2° D'après les tailles des larves de ce troisième groupe, nous avons isolé trois lots :

- un lot de petite taille appelé type III ;
- un lot de taille moyenne appelé type intermédiaire ;
- un lot de grande taille appelé type IV.

3° La comparaison des moyennes du nombre de piquants chez les sujets de ces trois types nous a démontré (par la méthode du « t » de Student) que :

- a) il existe un écart significatif entre les types III et IV ;
- b) il existe un écart significatif entre le type intermédiaire et le type IV ;
- c) il n'existe pas d'écart significatif entre les types intermédiaires et III.

Cela démontre que le type III et le type IV correspondent à deux stades larvaires bien autonomes.

Par ailleurs, le type que nous avons qualifié d' « intermédiaire » correspond au stade III.

\*  
\*\*

Le résultat de nos travaux permet de conclure que le développement larvaire d'*Oestrus ovis* se fait en réalité en quatre stades parfaitement différenciés et non en trois comme le pensaient la plupart des classiques.

[Travail du Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine et de Pharmacie de Toulouse (P<sup>r</sup> L. BOUISSET) et de la Mission Permanente d'Etudes et de Combat des Endémies du Cap Vert (D<sup>r</sup> M. MEIRA)].

## BIBLIOGRAPHIE

- BRAUER (F.), 1863. — *Monographie des Oestridiens*.
- MEIRA (M.), RUFFIE (J.), TEISEIRA DE SOUSA (H.), 1957. — La myiase humaine à *Oestrus ovis* dans l'Archipel du Cap Vert. *Anais Instituto Medicina Tropical de Lisboa*.
- SÉGUY (E.), 1924. — Les Insectes parasites de l'homme et des animaux domestiques : *Diptera*, p. 251.
- 1928. — Les Mouches parasites. *Encyclopédie entomologique*, Lechevalier, Paris, p. 57.
- SURCOUF (J.) et GUYON (L.), . — Recherches préliminaires sur la morphologie et la biologie des larves d'Oestridés. *Bull. Soc. Ent. France*, pp. 68-72.

## NOTES ET INFORMATIONS

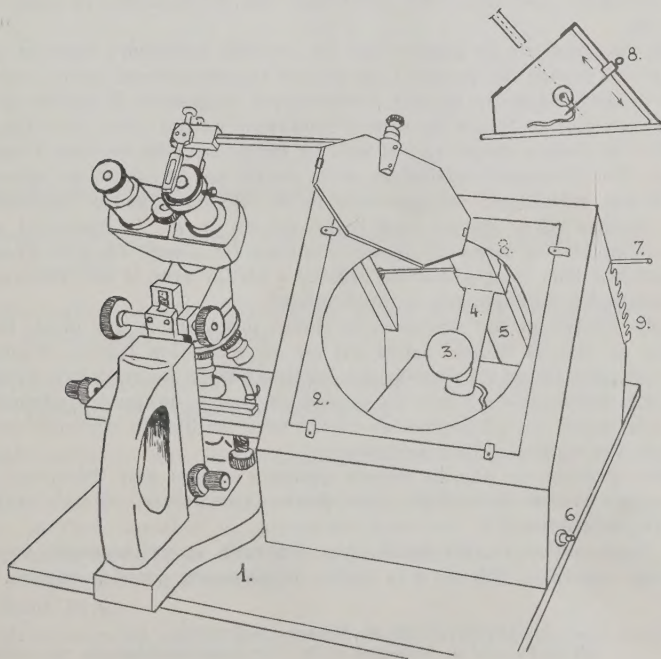
### **Pupitre à dessiner lumineux facilitant l'emploi de l'appareil à miroir dans le dessin au microscope**

Il existe plusieurs modèles de pupitre facilitant le dessin avec la chambre claire ou l'appareil à miroir.

Nous proposons ici un modèle avec une caractéristique nouvelle, à notre connaissance du moins : l'éclairage par transparence du papier à dessiner.

Nous utilisons comme moyen de projection un appareil à miroir, type appareil de de Gramont (\*).

Notre pupitre (voir schéma) est fixé sur une planchette (1), débordant largement sur l'un des côtés, présentant ainsi une surface libre pour poser le microscope ; celui-ci et le papier à dessin sont ainsi rendus solidai-



(\*) Fabriqué par la Maison d'Optique de Précision de Levallois.



res, ce qui évite les « bougés ». La face antérieure du pupitre est constituée par un plan incliné vitré sur lequel est collé un cache en papier opaque à ouverture circulaire (2). L'inclinaison de la vitre et sa hauteur sont fonction du microscope utilisé. Il faut que l'axe optique du système oculaire soit perpendiculaire au plan de la vitre et que les rayons lumineux réfléchis sur le centre du miroir tombent au centre même de celle-ci, afin d'éviter la distorsion des images projetées.

On pourra disposer d'un jeu de caches de diamètres différents suivant les systèmes optiques utilisés, mais cela n'est pas obligatoire.

La source lumineuse est située sous le plan vitré. Le papier à dessin, maintenu sur celui-ci par une pince, est alors éclairé par transparence, à condition de ne pas être trop épais. L'ampoule électrique (3) est montée à l'extrémité d'une lame porte-douille (4), dont la longueur est égale à la moitié du diamètre de la surface vitrée, et qui est mobile sur une rampe de glissement (5), située à la partie postérieure du pupitre. Cette ampoule, commandée par un interrupteur latéral (6), peut donc se mouvoir sur un axe perpendiculaire au centre même de la vitre. Elle est arrêtée à distance choisie par le jeu d'une tige métallique (7) passant dans un anneau (8) solidaire du porte-douille et reposant par l'une de ses extrémités sur une lame présentant des échancrures en dents de scie (9).

Les avantages de ce pupitre sur les modèles antérieurs sont les suivants : l'éclairage du papier à dessin est rigoureusement centré sur la zone de projection, ce qui est pratiquement impossible à réaliser avec l'éclairage par au-dessus (la source lumineuse devant alors, en effet, se trouver au centre même du miroir). La lampe ne gêne en rien l'observateur. Par glissement vertical du porte-douille sur la rampe, en agissant sur la tige métallique, on approche ou on éloigne la source lumineuse de la surface vitrée, dosant ainsi l'éclairage du papier. Ce dispositif, qui évite l'emploi d'un rhéostat, permet d'obtenir facilement l'égalité d'éclairage de deux images, parfois difficile à établir avec le seul réducteur de luminosité de l'appareil de de Gramont.

Enfin, l'éclairage par au-dessus ne donne pas toujours une image bien visible du crayon utilisé, même s'il est de coloration foncée, d'autant plus que cette image est doublée par l'ombre portée. Au contraire, l'éclairage par transparence donne du crayon une image unique, en silhouette très contrastée, ce qui permet de suivre avec facilité les contours de la préparation microscopique projetée.

Nous utilisons ce pupitre depuis quelques années déjà. Plusieurs de ces appareils sont en service dans divers laboratoires, où ils donnent entière satisfaction.

La construction en est facile, peu coûteuse, et ne demande aucun outillage spécialisé. Elle est à la portée de n'importe quel laboratoire.

J.-M. DOBY.

(Laboratoire de Sciences Naturelles  
de la Faculté de Médecine et de Pharmacie de Rennes)